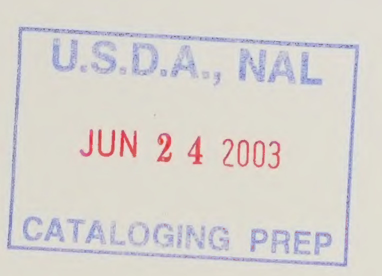






United States Department of Agriculture

Marketing and Regulatory Programs

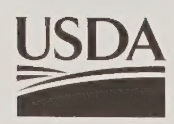
Animal and Plant Health Inspection Service

Plant Protection and Quarantine

Segunda Edición
Febrero de 2003

Manual del Proyecto para el Control Biológico de la Cochinilla Rosada del Hibisco







United States Department of Agriculture

Marketing and Regulatory Programs

Animal and Plant Health Inspection Service

Plant Protection and Quarantine

Segunda Edición
Febrero de 2003

Manual del Proyecto para el Control Biológico de la Cochinilla Rosada del Hibisco

D. E. Meyerdirk, R. Warkentin[1], B. Attavian[2], E. Gersabeck[3], A. Francis, M. Adams, and G. Francis[4]

Traducción al Español por el IICA[5] en acuerdo con el Departamento de Agricultura de Estados Unidos, USDA.

1 United States Department of Agriculture (USDA), Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS), Plant Protection and Quarantine (PPQ) & International Services (IS), Riverdale, MD 20737-1236
2 USDA, APHIS, PPQ, Frederick, MD 21702-4856
3 USDA, APHIS, IS, Riverdale, MD 20737-1233
4 St. Kitts Department of Agriculture, Basseterre, St. Kitts, W.I.
5 Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, Apartado Postal 55-2200 Coronado, San José, Costa Rica

Expediente de la Actualización

Registre el número de la transmisión y la fecha que usted recibió la actualización en las columnas apropiadas.

Número de la Transmisión	La Fecha Recebió	Número de la Transmisión	La Fecha Recebió

Contenido

:

Tablas

Tablas:

Figuras

Operatando el Insectario

Introduccíon



Introducción

Orientación

Contenido

Trasfondo

La cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), presenta una amenaza económica seria a la agricultra, así como a las industrias forestal y de invernaderos. Esta plaga ataca a muchas plantas, árboles, y arbustos. Infesta a los hibiscos, los cítricos, los cafetos, la caña de azúcar, las anonas, los ciruelos, los guayabos, los mangos, la okra, la acedera, la teca, la mora, el gandul y la arveja, el mani, la vid y la uva, el maíz, los espárragos, los crisantemos, los frijoles y las judías, el algodón, la soya, y el cacao, para solo nombrar algunos de sus huéspedes. Una amplia lista de plantas huésped se encuentra en el **Apéndice A**.

Esta plaga está presente en la mayor parte de las áreas tropicales del mundo, incluyendo Asia, el Oriente Medio, Africa, Australia, y Oceanía. La CRH llegó a Egipto procedente de la India en 1912 y a Hawaii en 1984. Finalmente, apareció en Grenada, Trinidad, y St. Kitts a principos de los años 1990. Ahora, representa una plaga muy seria en el Caribe, donde se ha esparcido por lo menos a 16 islas, incluyendo las Islas Virgenes de los EE.UU., donde ataca a muchos huéspedes de importancia económica e interrumpe el intercambio agrícola del Caribe, así como su comercio.

Proyecto de Control Biológico contra la CRH

El Servicio de Inspección de Salud Animal y Vegetal [Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS)] del Departamento de Agricultura [Department of Agriculture (USDA)] está encargado de proteger la agricultura de los EE.UU. contra plagas exóticas como la CRH. APHIS considera que la CRH es una plaga de extrema importancia en cuanto a cuarentena, con un potencial para desplazarse hacia América del Norte, Centro y Sur América. Dos unidades del APHIS, el servicio de Protección y Cuarentena Vegetal [Plant Protection and Quarantine (PPQ)], y los Servicios Internacionales [International Services (IS)], cooperan en el proyecto de control biológico, cuya finalidad es lograr el control de la CRH en el Caribe. Este proyecto servirá de modelo para comenzar un programa de control biológico dentro de tierra firme en EE.UU continental cuando aparezca la CRH. El propósito de este manual es proporcionar al personal del USDA y a sus colaboradores (véase pag. 1-12) una guía para establecer y mantener estos programas de control biológico.

Descripción del Insecto

La CRH adulto mide aprox. 2-3 mm de largo. Las hembras tienen forma oval, carecen de alas y están cubiertas por una masa melosa, cerosa blanca. Los machos tienen un par de alas, dos colas largas cerosas y pueden volar. Para una descripción más detallada (Hall, 1921), modificada para uso en el campo, refiérase a la subsección **Distinguiendo Caractéres del Campo** en la **página 2-9**.

Posición Sistemática

La clasificación taxonómica de la CRH se puede resumir como sigue:

Reino: Arthropoda
- **Clase:** Insecta
  - **Orden:** Homóptera
    - **Familia:** Pseudococcidae
      - **Género:** Maconellicoccus
        - **Especie:** *Maconellicoccus hirsutus* (Green)

Recientemente Williams (1996), ha revisado al *M. hirsutus* taxonómicamente. Ezzat (1958) separa el género *Maconellicoccus* del *Paracoccus*, los parientes conocidos más cercanos, por las siguientes facetas de la hembra adulto:

- Pseudo articulación en el noveno gonce terminal de la antena.
- Pata posterior con digitos laterales no uniformes.
- Pequeños ductos orales tubulares sobre ambos lados del cuerpo, dorsales y ventrales.

La CRH es una de nueve aparentes especies de *Maconellicoccus.* El género es probablemente del Lejano Oriente, posiblemente de origen australiano tropical, pues cinco de las nueve especies se encuentran allí. De las cinco especies, tres se han adaptado a un clima subtropical moderado, especialmente *M. tasmaniae*, que se encontraba únicamente en la templada Tasmania. En Africa, se encuentran solamente dos especies, incluyendo la CRH, que puede haberse hospedado allí recientemente. La especie más antigua, *M. ugandae,* está estrictamente distribuida en Africa tropical (Williams, 1985 and 1986). *M. australiensis* (Green & Lidgett), *M. lanigerus* (Fuller), *M. leptospermi* (Williams), *M. hirsutus* (Green) y *M. tasmaniae* (Williams), todos se encuentran en Australia; *M. multipori* (Takahashi) en Malasia y *M. ramchensis* sp. n. *M. pasaniae* en Nepal (Williams, 1996).

La CRH es la única especie con distribución mundial. Probablemente se propagó al Africa desde el oriente por las rutas tropicales. Alguna propagación es reciente: Egipto, 1908 (Williams, 1986); Hawaii, 1984 (NPAG, 1984); las Indias Occidentales, 1994 (Pollard, 1995).

Biología/Ecología

La CRH es un insecto pequeño, de cuerpo blando, cuya hembra no vuela y un macho volador. Los estadíos de su ciclo de vida, ilustrados en la **Figura 1-1**: huevo, y tres (hembra) o cuatro (macho) estadíos ninfarios. La hembra pone los huevos en ovisacos que deposita sobre el huésped, en ocasiones en gran número, visibles como una cobertura blancuzca sobre los extremos y hasta sobre las áreas principales del huésped. La hembra, las ninfas y el macho, si están presentes, son asimismo muy visibles sobre el huésped. Todos los estadíos son de color rojizo a rosado, pero están cubiertos por una capa de cera, melosa y blanquesina, trasluciendo el color de los cuerpos. Por esta razón se le llama frecuentemente la cochinilla rosada del hibisco.

Muchos investigadores han estudiado el ciclo de vida de la CRH. La **Tabla 1-1**: (de Mani, 1989) recopila sus datos.

TABLA 1-1: Recopilación de Datos Biológicos de la CRH (Mani, 1989)

Detalles	Misra (1919)	Hall (1921)	Dutt et al. (1951)	Singh & Ghosh (1970)	Ghose (1970)	Mani (1986)	Reddy & Laksmi Narayana (1986)
Largo del huevo (mm)	0.36-0.39	-	0.29-0.32	-	0.357-0.398	0.34-0.38	-
Ancho del Huevo (mm)	0.15-0.21	-	17	-	0.178-0.206	0.17-0.20	-
Incubación (días)	36287	36319	7	36317	38	36256	36222
Ninfa (días)	-	-	-	22	1019	19-22	20-22
De huevo a adulto (días)	24-29	35	-	-	23-29	24-27	30
Adulto largo (mm)	252	-	3	-	-	2.65-2.80	-
Preoviposición (días)	-	-	-	3-5	0.5-6	36254	-
Oviposición (días)	-	-	36287	36254	-	36318	-
Fecundidad (ausencia de huevos/ hembra)	232	150-300	194	-	84-654	386-540	500

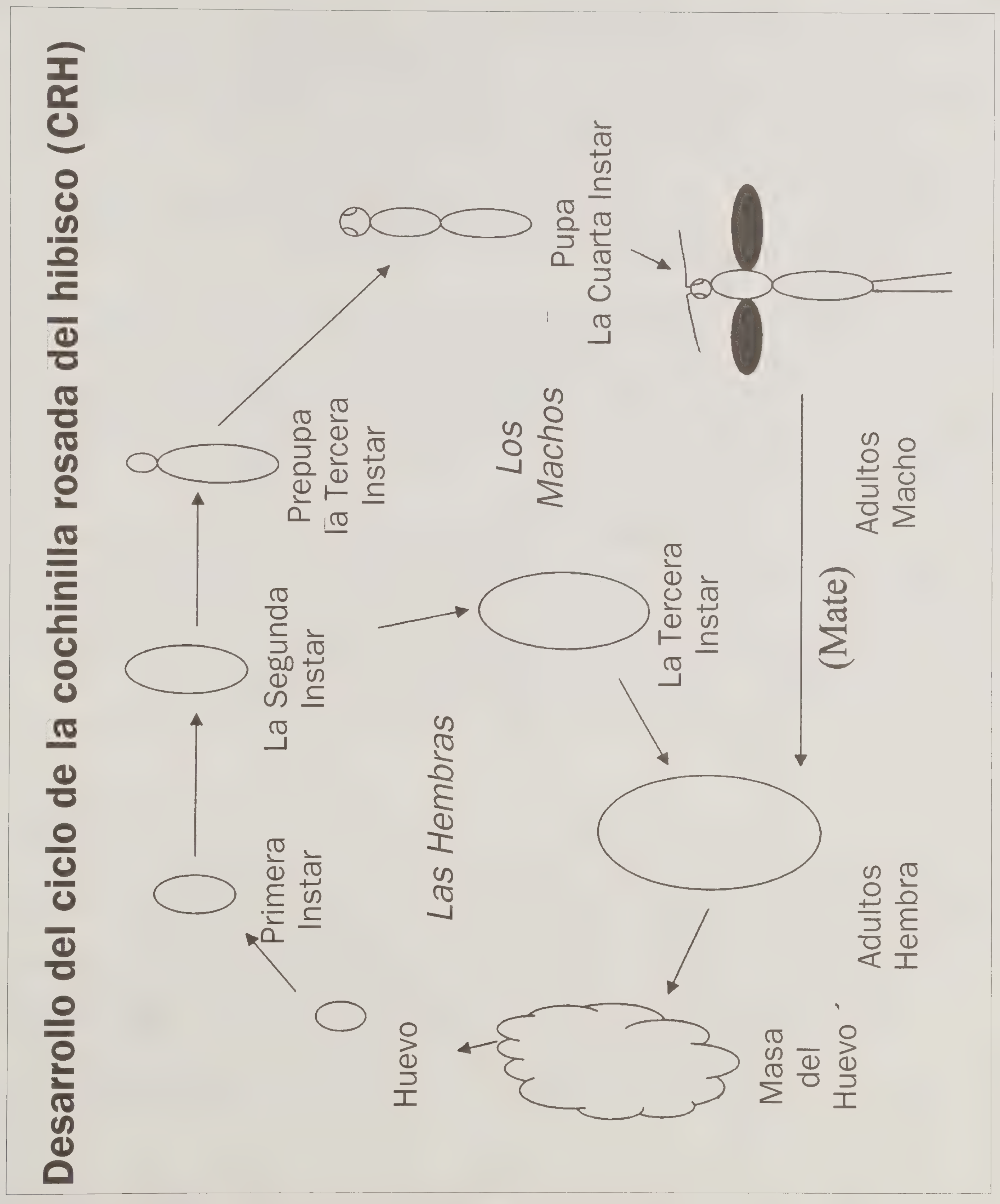


FIGURA 1-1: Desarrollo del Ciclo de la Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH)

Protección Natural

La capa cerosa de los diversos estadíos de la CRH le provee alguna protección contra los pesticidas. Esto es especialmente cierto en el estadío ovario, cuando están protegidos por una capa blanca cerosa y melosa. Es casi imposible penetrar el ovisaco con muchos pesticidas.

La habilidad de la CRH para esconderse en rajaduras y grietas es, posiblemente, su medio de protección más importante. Una vez escondida, el ser alcanzada-tanto por enemigos naturales, como por el hombre-se torna difícil (McKenzie, 1967).

Algunas hormigas apetecedoras del azúcar protegen a la CRH de los parásitos y depredadores. La hormiga *Monomorium indicum* fue observada, en la India, cuidando ninfas y a las hembras que se tornaban en adultos para cosechar su miel. Ellas no atienden a las ninfas macho en el último estadío ni a las hembras preñadas que han comenzado su ovipsción, porque éstos ya no producen miel (Misra, 1920).

Reproducción y Desarrollo

Mani (1989) informa que los machos son muy comunes, pero la reproducción partenogenética ha sido reportada en forma general dentro de la literatura. Los investigadores asumen que la reproducción está restringida al ámbito sexual, con una relación entre sexos de aproximadamente 1:1. En una oviposición de cochinilla de 84 a 654 huevos quedan depositados dentro del flojo ovisaco blanco y algodonoso, donde se mantienen en estrecho contacto. Antes de reventar, de 3 a 8 días después de la postura, los huevos se tornan rosados.

Las cochinillas recién nacidas (rastreadores o primer estadío ninfario) son móviles. Se suben al huésped y comienzan su desarrollo que dura aproximadamente de 10 a 22 días. Aun cuando prefieren las regiones elevadas y tiernas del huésped, bajo condiciones de campo, las plantas mayores, incluyendo tallos, hojas, pecíolos, raíces, tubérculos y hasta las vainas, pueden alojar importantes poblaciones de rastreadores (Ghose, 1972). Las ninfas macho y hembra se distinguen hacia el final de su segundo estadío ninfario. El macho tiene cuatro estadíos de 6.60 ± 0.50 días, 6.51 ± 0.51 días, un día, y 5.59 ± 0.69 días cada uno, mientras que las hembras tienen tres estadíos de 6.71 ± 0.47 días, 6.55 ± 0.52 días y 7.9 ± 0.79 días. Al final del segundo estadío, los machos producen pupas algodonosas (puparia) (Mani 1989).

Las hembras, desprovistas de alas, son de color rosado encendido. Ellas emigran a las partes bajas del huésped a medida que las partes elevadas se van marchitando (Ghose, 1972). La pre-oviposición es desde 0.5 a 6 días, seguida de un período de oviposición de 4 a 8 días. La oviposición ocurre normalmente en las áreas extremas del huésped, pero al enfriar el clima las hembras buscan refugio para depositar sus huevos. Estos incluyen rajaduras en la corteza (de un árbol) o algún refugio sobre el huésped (Hall, 1926). Se ha reportado muy poca actividad sobre raíces, pero las circunstancias no se han esclarecido (Rao & Srinivasan, 1987; Hall, 1921; Hosny, 1939).

En los sub-trópicos hay aproximadamente 10 generaciones por año. Si existe el invierno, la CRH inverna o se mantiene quieta dentro de todos o cualquier estadío, hasta que las plantas de las que se alimentan estén disponibles nuevamente. La plaga puede pasar el invierno en las áreas protegidas del huésped, tales como en las cápsulas de kenaf o de acedera, en grietas y huecos de las cortezas, dentro de gajos de frutas o dentro del suelo. Las poblaciones máximas se alcanzan al final del verano y a principios del otoño.

Aun cuando la CRH por sí misma no es altamente móvil, los rastreadores, los ovisacos y los machos pueden emigrar con las corrientes de aire. Las hembras, los rastreadores y las ninfas son móviles y pueden transportarse caminando de huésped en huésped dentro del área de infestación. Es probable que los machos sean atraídos por las hembras desde distancias hasta de algunos cientos de metros (Misra, 1920) y tal parece que también permancen dentro del área de infestación.

Daños

La saliva tóxica de la CRH y su alimentación directa, pueden causar varios síntomas en las plantas huésped. Estos síntomas generalmente consisten en malformación severa de los retoños y las hojas. Las hojas se retuercen y arrugan. Se detiene el crecimiento y las puntas de los retoños tienen una apariencia espesa. Las flores infestadas se secan y caen, los frutos no se producen. La fruta infestada es pequeña y de forma anormal y puede caer antes de tiempo, reduciendo así la producción y su facilidad de venta (Francis-Ellis, 1995).

Huéspedes específicos pueden exhibir síntomas específicos, como en los siguientes ejemplos:

- En el **hibisco** la CRH infesta usualmente los brotes jóvenes, **Figura 1-2**, desfigurando el crecimiento en los extremos. Esto está caracterizado por encogimiento o puntas colochas **Figura 1-3**, hojas deformadas y ramas jóvenes engrosadas (Veni, et al, 1973; Beardsley, 1985). Las infestaciones severas pueden tener como resulado pérdida de hojas, hojas impedidas, y muerte de la planta, **Figura 1-4**.



FIGURA 1-2: Rama de Hibisco Infestada



FIGURA 1-3: "Puntas Colochas en los Cítricos. Note las Hojas Anonadados y Distorsionadas



FIGURA 1-4: Hibisco Deshojado por la CRH

- En la **morera**, los retoños de la planta afectada primero se tornan verde cobrizo, luego amarillo pálido y finalmente se tornan tan duros, compactos y quebradizos, que no se pueden abrir sin quebrar. Las hojas inferiores laterales se marchitan y caen prematuramente. En ataques severos, no queda nada más que las ramazones desnudas en el campo (Misra, 1920).
- En la **rosella**, la ramazón floral se suspende, las puntas se marchitan gradualmente y los brotes florales se reducen y se distorsionan. Esto tiene por resultado una drástica reducción en la producción de semilla, -aproximadamente de 21–43 por ciento de la producción normal, debido a la disminución en cantidad y calidad de las vainas (Ghose, 1971).
- En **algodón**, ataca a las partes que están creciendo, produciéndose síntomas de aglomeración. Las plantas atacadas se quedan anonadadas y producen un menor número de bellotas de menor tamaño. Se afecta adversamente la apertura de la bellota y los rendimientos oscilan entre 58–73 por ciento (Dhawan, 1980). Bajo ataques muy severos ha sido reportada, aunque en casos aislados, sobre las raíces de las plantas de algodón (Hosny,1939).

- En la **vid/uva**, la CRH se alimenta de los retoños surgidos a raíz de las podas y adormece su crecimiento. Los retoños y las hojas se deforman debido a la melasa pegajosa producida por la plaga, y les predispone para crecimiento de moho y la aglomeración. Los ramilletes que tienen infestación severa se marchitan y caen. En algunos casos el daño puede ser hasta de un 90 per ciento (Babu & Azam, 1987).
- En el **maní**, la CRH se nutre de las raíces bajo tierra, de las vainas y de los vástagos de la planta. Esto provoca un crecimiento adormecido así como vástagos y vainas mal desarrolladas (Rao & Srinivasan, 1987).
- En **árboles**, la CRH se alimenta de los retoños tiernos, pero puede alterarse esta situación a las secciones más viejas en caso de infestación muy severa. Esto tiene como resultado: hojas y retoños deformes que se enredan y conforman nudos compactos. Puede presentarse necrosia de los retoños y de las ramas jóvenes y, eventualmente, la muerte del árbol. Algunos árboles pueden estar visiblemente infectados y cubiertos de CRH, emanando un olor distintivo (Hall, 1921; ANON., 1995; Hall, 1926).
- En **otros huéspedes**, los síntomas pueden variar, pero se presenta frecuentemente necrosia en las áreas afectadas. Es muy común la muerte del huésped, inclusive de árboles grandes **Figura 1-5**.



FIGURA 1-5: Arbol de la lluvia, muerto

Pérdidas Económicas

En muchos países esta plaga está restringida principalmente al *Hibiscus* y no es causa de preocupación, posiblemente porque es controlada por enemigos naturales. En algunas áreas de la India y de Egipto, sin embargo, es una plaga seria en cultivos de importancia, especialmente, donde no existen controles naturales. En estos países no parece tener muchos huéspedes, pero algunos de los pocos huéspedes se ven severamente atacados. Cuando la cochinilla surgió en Hawaii, en 1984, no presentó problema porque los enemigos naturales aparentemente fueron introducidos surrepticiamente al mismo tiempo. En las islas caribeñas, donde la ausencia de enemigos naturales era notoria, se convirtió en un problema serio al atacar muchas plantas y desbaratar al sector agrícola en gran escala causando pérdidas financieras de peso. Grenada reporta pérdidas económicas de $3.5 a $10 milliones para la cosecha 1996/97, y Trinidad y Tobago estiman pérdidas potenciales en exceso de $125 milliones/año si las infestaciones continúan escalando.

Distribución Geográfica

Basados en la distribución de la CRH y en la de los miembros del género *Maconellicoccus,* la CRH parece ser nativa del sur de Asia (Williams, 1996). Es la única especie que virtualmente tiene una distribución mundial dentro de las áreas tropicales del mundo, desde Australia a través de Asia sur-oriental, el Oriente Medio y Africa central. Se ha extendido recientemente a Guam, Hawaii y al Caribe. Desde su descubrimiento en Grenada, en noviembre de 1994, ha sido localizada en Trinidad, en agosto de 1995 y St. Kitts & Nevis en noviembre de 1995. Consulte el **Apéndice B** para ver mapas mostrando la distrubición mundial, así como, la del Caribe y una lista de las islas infestadas y los países afectados del Caribe.

Extensión sobre Huéspedes

La CRH ataca a más de 200 géneros de plantas en 70 familias distintas. Muchas de estas económicamente importantes como representantes de los siguientes grupos:

- Arboles forestales
- Arboles frutales
- Ornamentales
- Tubérculos
- Vegetales

Una amplia lista de huéspedes que han sido controlados como dañados por la CRH se encuentra en el **Apéndice A.**

Cualquier prospección local necesita tomar en cuenta tanto el huésped, proporcionado en el **Apéndice A,** como las especies de plantas locales que pudieran ser huéspedes. La CRH manifiesta preferencias en plantas huésped según su localización, tal vez como un reflejo por cambio de habitat, ambiente e interacción con la flora/fauna/depredadadores locales. Los encargados de la prospección deben levantar una lista de huéspedes locales basada en detecciones locales efectivamente realizadas.

Control Biológico

Cuando se contempla como una fase del control natural, desde el punto de vista ecológico, el control biológico puede definirse como "la acción de los parásitos, depredadores o patógenos, para mantener la densidad de población de otros organismos a un nivel más bajo del que ocurrirá en su ausencia" (DeBach, 1964). El control biológico de la CRH es la solución a largo plazo más adecuada, ya que los pesticidas no surten su efecto. Los enemigos naturales pueden controlar la plaga de una manera inofensiva para los humanos y para el ambiente.

Tipos de Enemigos Naturales

Por regla general, y basándose en la forma como controlan la plaga enfocada, los enemigos naturales se clasifican bajo uno de los siguientes tipos:

- Parásito: Completa su crecimiento y desarrollo sobre o dentro de un huesped único, matándolo en el proceso.
- Depredador: Encuentra y mata a numerosas presas para alcanzar su crecimiento y desarrollo completo.
- Patógeno: Controla la plaga al causarle una enfermedad mortal que se dispera a otros huéspedes (incluye bacteria, hongos, y virus).

En la literatura, muchos enemigos naturales exóticos han sido reportados y se les está considerando para ser importados y para ser liberados a fin de lograr el control de la CRH en el Caribe (véase **Apéndice C**).

Estos cuatro enemigos naturales han sido distribuídos en St. Kitts y Nevis:

Parásitos (avispas minúsculas)

- *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae)
- *Gyranusoidea indica* (Hymenoptera: Encyrtidae)

Depredadores (mariquitas)

- *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae)
- *Scymnus coccivora* (Coleoptera: Coccinellidae)



Introducción

¿Quiénes Están Involucrados?

El Jefe del Proyecto

El Jefe del Proyecto es el Dr. Dale E. Meyerdirk, Oficial de Estado Mayor. Usted puede ponerse en contacto con él en la siguiente dirección:

Dale Meyerdirk
USDA, APHIS, PPQ
4700 River Road, Unit 135
Riverdale, MD 20737-1236
Teléfono: (301) 734-5667
Fax: (301) 734-8192
E-Mail: dale.e.meyerdirk@aphis.usda.gov

Contactos Internacionales

Los gobiernos extranjeros pueden solicitar la ayuda de estos contactos:

Edward Gersabeck
USDA, APHIS, IS
4700 River Road, Unit 67
Riverdale, MD 20737-1233
Teléfono: (301) 734-8892
Fax: (301) 734-8318

Farouk Hamdy, Director Regional
USDA, APHIS, IS, Region VII
U. S. Embassy Guatemala
4 Avenida 12-62 Zona 10
Guatemala City, Guatemala, C. A.
Teléfono: (502) 331-2036
Fax: (502) 333-5446

Peter Fernández, Director Regional
USDA, APHIS, IS, Region II
American Embassy Santiago
Merced 230, 2nd Floor
Santiago, Chile
Teléfono: (562) 638-1989, 633-8448
Fax: (562) 639-8463

Osvaldo Perez-Ramos
USDA, APHIS, IS, Region VII, Area 4
American Embassy
Calle Leopoldo Navarro No. 1
Santo Domingo, Dominican Republic
Teléfono: (809) 685-9780, 688-3184
Fax: (809) 686-0979 (Attention: USDA:APHIS:IS Name)

Colaboradores

PPQ e IS dirigen el control biológico del proyecto con la asistencia de muchos colaboradores, incluyendo los siguientes:

- USDA, Agricultural Research Service (ARS)
- El ministerio de St. Kitts de la Agricultura
- El ministerio de Grenada de la Agricultura
- El Ministerio de Trinidad and Tobago de la Agricultura
- El ministerio de las islas de la Virgen de ESTADOS UNIDOS de la Agricultura
- El Ministerio de Puerto Rico de la Agricultura
- El Ministerio de Egypt de la Agricultura
- International Institute for Biological Control (IIBC), CABI[1]
- Universidad de Hawaii
- Universidad de las islas de la Virgen
- Universidad de la Florida
- Florida Department of Agriculture

El Ministerio de Agricultura de St. Kitts ha dado su extensa colaboración para desarrollar una tecnología de control biológico. El personal del Ministerio de Agricultura ha ayudado en el área administrativa y ha prestado transporte, personal, facilidades y material huésped al ser necesitado durante el primer año de este programa. Si desea consultar los colaboradores en los EE.UU., el Caribe y de otras regiones, vea el **Apéndice D**.

1 Center for Agriculture and Bioscience International



Introducción

Como Utilizar este Manual

Utilice este manual como referencia directa en el trabajo, para información general, y para información detallada sobre estos temas:

- Prospección para CRH
- Desarrollando un programa de control biológico
- Estableciendo un insectario
- Liberando enemigos naturales
- Evaluando el establecimiento e impacto de los enemigos naturales

Cada sección, delimitada por índices, es independiente y contiene procedimientos paso a paso.

Cada sección tiene una Introducción que contiene información general con relación al contenido principal de la sección.

Utilice los Apéndices a medida que se relacionen con las demás secciones del Manual. En algunos lugares, el Manual le indicará hacer referencia a un Apéndice; en otros lugares puede ser necesario ir directamente a los Apéndices para obtener la información necesitada.

Si la tabla de contenido no es lo suficiente específica, utilice el índice para encontrar un rubro y sus números de página.

Operatando el Insectario

Prospeccíon para CRH

Prospeccíon para CRH



Prospección para CRH

Introducción

Contenido

Propósito

El propósito de llevar a cabo una prospección para CRH es decidir si está presente una población local de la plaga. Si usted detecta la presencia de CRH, ya sea por prospección visual o por medio de trampas de pheromona, usted deberá comenzar a liberar los enemigos naturales. Primero siga los procedimientos de esta sección para las prospecciones. Si los resultados de la prospección son positivos, entonces refiérase a la sección sobre la operación de los insectarios y la sección de liberar enemigos naturales. En *New Pest Response Guidelines for the Pink Hibiscus Mealybug, Jeffrey Stibick (1997)*, se discuten también detalladamente las técnicas de prospección.



Prospección para CRH

Visual

Introducción

En este momento se estila la prospección visual como el método más efectivo. Los huéspedes más comunes encontrados en el Caribe son *Acacia* spp., algodón, hibisco, uvero de playa y guanaba. Al examinar estos huéspedes comunes en sitios residenciales, hoteles y otros lugares comerciales o en el campo abierto y a lo largo de la costa, usted fácilmente verá la CRH, de encontrarse infestadas las plantas.

Procedimiento

Revise de cerca las terminales de ramas del hibisco, *Acacia* spp. y del algodón, la fruta del guanabo y la unión de las hojas con el tallo, la hoja y las venas del uvero de playa. Para ayudarse a identificar la CRH, haga referencia a las páginas intercaladas siguientes, mostrando claves y fotos a color. La cobertura blanca, cerosa, de los estadíos larvarios de la cochinilla rosada y los filamentos blancos en el ovisaco permiten su fácil detección. Al desenrrollar el tallo terminal se encuentran a veces los nichos protectores en que posiblemente esté habitando la cochinilla. En infestaciones severas podrán estar presente en la corteza y en el tallo principal de la planta huésped grandes cantidades de huevos, tales como en el árbol de la lluvia, en la guanaba, y en los hibiscos.

Cuando los inspectores encuentren cochinillas sospechosas, que aparentan tener las típicas características de campo discutidas en la subsección comenzando en la **página 2-9**, envíe estos especimenes a un taxonomista calificado para su identificación positiva. Si el taxonomista confirma que son especimenes de CRH, los personeros apropiados comunicarán oficialmente al país (país o estado) esta identificación positiva.

Paso 1: Llene un frasco de ensayo con tapadera enroscable con alcohol etílico o isopropílico al 70 por ciento.

Paso 2: Remueva las cochinillas hembras adultos (y de estar presentes, los otros estadíos) de las terminales infestadas, de las ramas jóvenes o de las ramas utilizando un brocha pequeña o una cánula.

Paso 3: Coloque las cochinillas dentro del frasco que contiene el alcohol al 70 por ciento.

Paso 4: En el Formulario CRH-1 (**Apéndice H**) o sobre una pequeña etiqueta, anote en lápiz: la fecha, el lugar, la planta huésped de donde usted recogió las cochinillas, su nombre, y la identificación tentativa. Coloque la etiqueta dentro del frasco y tápelo. No utilice tinta—la mayoría de las tintas se disuelven en alcohol.



Prospección para CRH

Trampas de Pheromonas Sexuales

Introducción

La CRH hembra suelta una pheromona sexual para atraer al macho y para aparearse (**Figura 2-1**). La pheromona sexual atrae al macho CRH al despedir un atrayente químico (pheromona sexual), ya sea natural o sintético. Estas trampas pueden ser de dos tipos:

- Una trampa que utiliza hembras vírgenes vivas
- Una trampa que utiliza una pheromona sexual sintética

Estas trampas pueden ser útiles para determinar la densidad de población de CRH de un área local. También son útiles para delimitar un muestreo y mostrar presencia o ausencia de la CRH, pero esto requiere de un trabajo laborioso en la identificación de los machos atrapados.



FIGURA 2-1: Macho de la Cochinilla Rosada del Hibisco, Copulando con una Hembra

Procedimientos

Trampa de Hembras Vírgenes

Si se dispone de trampas sexuales de pheromona con hembras vivas, un muestreo delimitador consistiría en la colocación de 32 a 36 trampas/mi^2 (12 a 14 trampas/Km^2) dentro de las áreas de mayor infestación de plantas huéspedes, en lugares donde las trampas estarán protegidas. Los técnicos encargados entrenados para prospección deben tener acceso a la clave (actualmente en desarrollo) para identificar al macho de la CRH.

Utilice una trampa por sitio de estudio para determinar el índice de densidad de población relativa de ese sitio, y saque un promedio con los demás sitios, como corresponda.

Estas trampas pueden ser cajas de cartón de medio litro (1/2-litro) de capacidad, modificadas para contener una papa germinada y 10 o máshembras vírgenes nuevas (**Figura 2-2**). La trampa tiene una tapa ventilada de cedazo fino, que permite soltar la pheromona sexual fuera de la trampa para atraer a los machos adultos.



FIGURA 2-2: Trampa Sexual de Pheromona, con Papa

Una tarjeta plástica pegajosa de 3" x 5" (7.6 cm x 12.7 cm) cubierta con material para atrapar las patas es sostenida por un gancho de alambre y el sostén de la trampa (**Figura 2-3**). Suspenda la trampa cerca de las plantas huésped aproximadamente 4 a 6 pies (1.2 –1.8 m) sobre la tierra (**Figura 2-4**). Usted puede dejar la trampa en el campo durante 4 semanas cambiando la tarjeta atrapadora semanalmente. Haga un muestreo para las CRH macho sobre cada tarjeta. Este muestreo representa el índice relativo de la densidad de población de CRH en ese sitio.

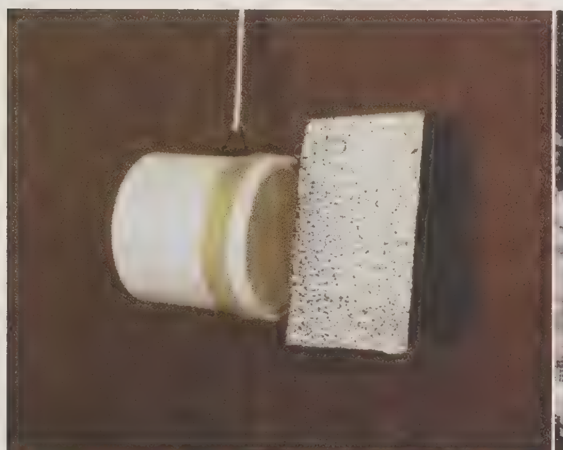


FIGURA 2-3: Trampa de Pheromona Sexual, Mostrando el Sosténde la Trampa y la Tarjeta Blanca, Pegajosa



FIGURA 2-4: Dando Mantenimiento a la Trampa de Pheromona Sexual Sobre la Rama de una Planta Huésped

Trampa Sexual de Pheromona Sintética

Aunque por el momento no estén disponibles para la CRH, las pheromonas sintéticas han sido desarrolladas para la cochinilla de los citrus y la cochinila comostock de la cepa del maíz. De disponer en un futuro de una pheromona sexual para la CRH, coloque las trampas en forma estándar de reja, dentro del área central y de las áreas adyacentes. Mantenga las trampas cambiando las tarjetas pegajosas semanalmente y reponiendo las trampas mensualmente.

Utilizando un microscopio disecador, cuente todos los machos en cada tarjeta y anote esta información semanalmente en el Formulario CRH-2 (**Apéndice H**). Estos datos servirán para el índice de densidad de población de CRH. Al mantener muestreos semanales de los machos atrapados, se obtiene un excelente método para evaluar en el tiempo las tendencias de población y el impacto de los enemigos naturales a partir de cuando fueron liberados inicialmente.



Prospección para CRH

Distinguiendo Caracteres del Campo

Introducción

Utilice la siguiente descripción (Hall, 1921) de los estadíos de vida de la CRH para ayudar a identificar al insecto en el campo. Haga referencia a las fotografías a color y la CLAVE DE LAS COCHINILLAS (**Figura 2-11**), para Identificar las Características Generales del Campo de Adultos Hembra de las siguientes páginas intercaladas.

Identificando los Estadíos de Vida

Estadíos Ninfarios (Rastreadores)



FIGURA 2-5: Estadíos Ninfarios de la Cochinilla Rosado del Hibisco (Flechas)

- Alongados y ovales
- Color rosado claro
- Patas bien desarrolladas y antena de 6 gonces
- Sin apéndices marginales, pero ocasionalmente con un poquito de secreción algodonosa posterior
- Lóbulos anales más prominentes que en el adulto

Hembra Adulto



FIGURA 2-6: Hembra Adulto de la Cochinilla Rosada del Hibisco (Flescha)

- Largo 2-3.5 mm; ancho 0.9-2 mm
- Color rojizo, cubierta con una capa blanca, cerosa, melosa, rala, transparentando el color del cuerpo
- Puede presentar una secreción algodonosa en el extremo posterior
- Antenas de 9 gonces, con pseudo gonce en el último segmento, con pelos gruesos, prominentes, en los tres últimos segmentos
- Ausencia de alas, cuerpo ligeramente alongado y oval
- Sin borde lateral ceroso
- Sin filamentos caudales diferenciados

Pupario Macho



FIGURA 2-7: Pupario de la Cochinilla Macho.

Esta fotografía del estadío pupario del macho de una cochinilla de la cepa del maíz, muestra facetas también características de la CRH. Note los filamentos blancos.

- Algo alongado
- Formado por una muy floja masa de filamentos blancos
- Largo 1.1-1.5 mm; ancho 0.35-045 mm

Cuarto estadío Macho (Pupa):

- Color cafesoso
- Fundas de las alas desarrolladas
- Antenas dirigidas hacia atrás y alineadas al margen de la cabeza y del tórax
- Largo 1.25 mm; ancho 0.4 mm

Macho Adulto



FIGURA 2-8: Cochinilla Rosada del Hibisco, Macho Adulto

Observar los filamentos. Las características físicas siguen:

- Color rosadoso
- Ojos y ocelos negros, el ocelo inferior ligeramente más grande
- Dos alas irridescentes
- Filamentos caudales blancos, algo gruesos y del largo del resto del insecto, cada filamento sostenido por dos setas de la mitad del largo del filamento
- Antenas de 10 gonces, últimos tres gonces peludos, con una seta gruesa, prominente en la extremidad de los tres últimos gonces
- Dos largos filamentos caudales, cerosos, casi del largo del cuerpo, ubicados en el extremo posterior del abdomen a cada lado del 9° segmento abdominal

Ovisaco Hembra



FIGURA 2-9: Ovisaco Hembra

- Blanco, casi el doble de largo que de ancho, redondo en las puntas y máso menos semi-circular en la sección central *(sección transversal)*
- La coraza exterior es de fibras tejidas, y adentro, se encuentran muchos huevos entretejidos en una floja red de fibras



FIGURA 2-10: Huevo

- Color rosado muy tenue, decididamente rosada en un extremo
- La superficie, aparentemente, algo cubierta o generalmente moteada por pequeños filamentos algodonosos adheridos del ovisaco
- Largo 0.35 mm; ancho 0.2 mm

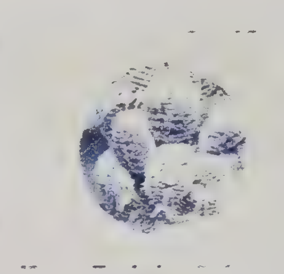
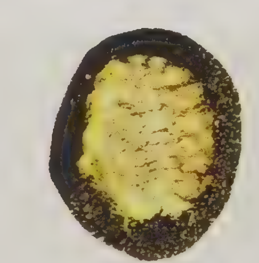
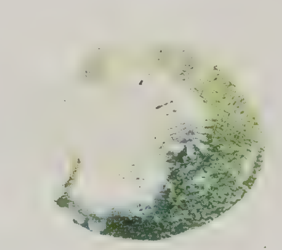
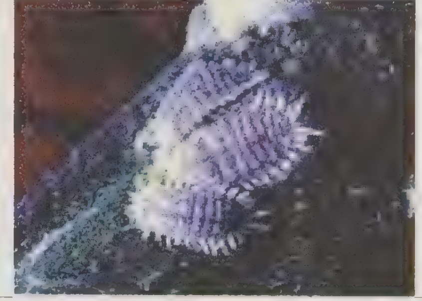
Pseudococcus maritimus – Cochinilla del uvero  ◆ Color rosado claro ◆ Sin depresiones longitudinales ◆ Ribeteada ◆ Líquido corporal, café rojizo ◆ Ovisaco – irregular ◆ Presencia de filamentos anales Huéspedes: Cultivos de vivero, uvero, manzanero, Pyrus, etc.	*Phenacoccus gossypii* – Cochinilla mexicana  ◆ Color gris encendido ◆ 4 depresiones longitudinales ◆ Ribeteada ◆ Líquido corporal, verde palido ◆ Ovisaco – muy regular ◆ Presencia de filamentos anales Huéspedes: Fuchsias, pelargonios, geranios, lantanas “filigranas”
Pseudococcus fragilis – Cochinilla citrophilus  ◆ Color rosado ◆ 4 depresiones longitudinales ◆ (2 difusas y 2 perceptibles) ◆ Ribete, grueso, cuneiforme ◆ Líquido corporal, rojo vino ◆ Ovisaco –no tiene ◆ Filamentos anales largos Huéspedes: Cultivos de vivero generales	*Ferrisia virgata* – Cochinilla striped  ◆ Color blanco ◆ 2 longi-depresiones (interrumpidas) ◆ Ribete, grueso, cuneiforme ◆ Líquido corporal, de color claro ◆ Ovisaco – no tiene ◆ Presencia de filamentos anales ◆ Hilos dorsales largos y cerosos Huéspedes: Plantas de invernaderos
Pseudococcus longispinus – Cochinilla longtailed  ◆ Color amarillo-blanco ◆ Una depresión longitudinal ◆ Ribeteada ◆ Líquido corporal, fluido, claro ◆ Ovisaco – no tiene ◆ Largos filamentos anales Huéspedes: Cultivos de invernadero, *Pittosporum*, eugenia, arrayán, etc.	*Maconellicoccus hirsutus* – Cochinilla rosada del hibisco  ◆ Color café rojizo ◆ No tiene depresiones longitudinales ◆ No ribeteada ◆ Líquido corporal, rojo oscuro ◆ Ovisaco, irregular ◆ Filamentos anales, cortos ◆ Dorso, cubierto con una sustancia cerosa Huéspedes: Hibiscos, algodón, cítricos, guanaba, teka, gandul, guayabo, mani, espárragos, frijol, cacao, etc.
Pseudococcus affinis – Cochinilla Obscure  ◆ Color rosado claro ◆ Sin depresiones longitudinales ◆ Ribeteada ◆ Líquido corporal, anaranjado rojizo ◆ Ovisaco – irregular ◆ Presencia de filamentos anales Huéspedes: Cultivos vivero, uvero, prickly pear, begonias, etc.	*Planococcus citri* – Cochinilla de los citrus  ◆ Color blanco ◆ 1 depresión longitudinal (tenue) ◆ Ribeteada ◆ Líquido corporal, de color claro ◆ Ovisaco –irregular ◆ Filamentos anales cortos Huéspedes: Cítricos y polyphagous

FIGURA 2-11: Clave de las Cochinillas Identificación de las Características de Hembras Adulto en el Campo



Piojo Harinoso o Escama Algodonosa de los Cítricos

Planococcus citri

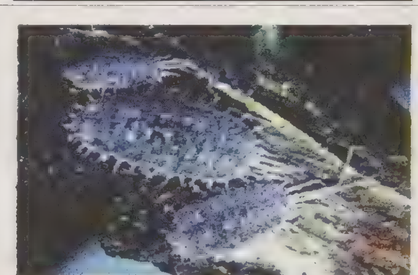
- color rosado
- 1 raya al centro del dorso
- filamentos cortos, ligeramente curvos alrededor del cuerpo,
- filamentos caudales menores de un octavo del largo del cuerpoel
- ovisaco debajo del cuerpo de la hembra



Cochinilla Solenopsis

Phenacoccus solenopsis

- color verde oscuro
- sin cera, con dos rayas sobre el dorso
- filamentos cortos alrededor del cuerpo, filamentos caudales
- aproximadamente de una cuarta parte del largo del cuerpo



Cochinilla Jack Beardsley

Pseudococcus jackbeardsleyi

- color gris
- sin rayas sobre el dorso
- filamentos delgados alrededor del cuerpo, par caudal
- aproximadamente de la mitad o un poco más de la mitad
- del largo del cuerpo
- el ovisaco cubre la parte posterior del cuerpo

Piojo Harinoso del Aguacate (Méx)



Pseudococcus longispinus

- color grisáceo
- 1 raya al centro del dorso
- filamentos delgados alrededor del cuerpo, par caudal
- más largo que el cuerpo, segundo par tan largo como el otro
- sin ovisaco



Chinche Harinosa

Pseudococcus viburni (= *P. obscurus* & *P. affinis*)

- color rosado
- sin rayas sobre el dorso
- filamentos delgados alrededor del cuerpo, par caudal
- aproximadamente la mitad del largo de cuerpo o más
- ovisaco cubriendo la parte trasera del cuerpo

FIGURA 2-11: Clave de las Cochinillas Identificación de las Características de Hembras Adulto en el Campo (continuado)

Cochinilla Rosada del Hibisco

Maconellicoccus hirsutus

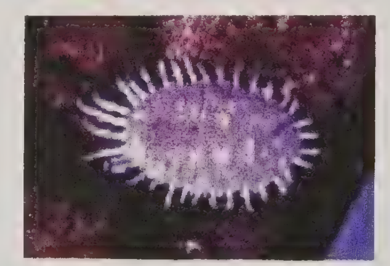
- color café-rojizo o rosado
- ninguna marca sobre el dorso
- usualmente sin filamentos laterales, a veces con_uno_o_dos
- ovisaco debajo del cuerpo



Piojo Harinoso de la Piña (Méx)

Dysmicoccus brevipes

- color rosado
- ninguna marca sobre el dorso
- con 17 pares de filamentos laterales, filamentos traseros
- aproximadamente de la mitad del tamaño del cuerpo
- sin ovisaco



Cochinilla Rayada

Ferrisia virgata

- color gris oscuro
- con 2 rayas oscuras conspicuas sobre el dorso
- con 1 par de filamentos laterales, filamento trasero
- aproximadamente de la mitad del tamaño del cuerpo
- sin ovisaco
- con varillas vidriosas largas sobre el dorso

Piojo Harinoso del Cocotero (Méx)

Nipaecoccus nipae

- color rojo oscuro
- sin marcas sobre el dorso
- filamentos tanto alrededor del margen como
- sobre el dorso
- sin ovisaco



Piojo Harinoso del Papayo

Paracoccus marginatus

- color amarillo
- sin marcas sobre el dorso
- filamentos delgados alrededor del cuerpo, par caudal
- más largo que el tamaño del cuerpo, segundo par
- igualmente largo
- ovisaco debajo del cuerpo de la hembra



Cochinilla Mexicana y Cochinilla de Madeira

Phenococcus gossypii & P. madeirensis

- color gris
- con 2 rayas oscuras sobre el dorso
- filamentos alrededor del margen del cuerpo, filamentos
- caudales de menos de una cuarta parte del largo de cuerpo
- el ovisaco cubre el cuerpo, excepto la cabeza



FIGURA 2-11: Clave de las Cochinillas Identificación de las Características de Hembras Adulto en el Campo (continuado)



Prospección para CRH

Preparando Montajes e Identificando los Caracteres

Introducción

Para una identificación acertada de la CRH, utilice el procedimiento siguiente, desarrollado por Doug Odermatt, especialista de Coccoidea, PPQ. Aunque este no es el único método, provee una base permanente y, posiblemente, sea la vía más rápida para limpiar, manchar, y montar un espécimen. Para mejor transparencia, hierva la cochinilla en agua o en etanol, antes de su conservación en etanol.

Preparando Montajes

Paso 1: Para aclararlas, caliéntelas en una solución de hidróxido de potasio al 10% (KOH) a 140°-150° F (60°-66° C) durante cerca de 15 minutos. Pinche los especímenes más grandes con un alfiler entomológico o corte una pequeña hendidura sobre el lado del abdomen antes de calentar. Mezcle previamente el KOH en una relación de aproximadamente 14 pellets por 50 ml de agua destilada. Si el tiempo lo permite, coloque al espécimen en KOH frío durante una noche. Revise la calibración de su estufa calentando un termómetro sumergido en agua.

Paso 2: Utilice una espátula para remover el contenido del cuerpo del espécimen hasta que se vuelva transparente. Este es el paso más crítico. Si fuera necesario, vuelva a calentar en KOH, brevemente. También pruebe con una temperatura más elevada, si fuera requerido.

Paso 3: Enjuague en agua destilada.

Paso 4: Coloree con ácido fuchsin o con doble colorante (de rosado lignino). Coloque a los especímenes en el colorante por lo menos 15 minutos (es aceptable períodos más largos). Otro fluido limpiador/ colorante es el líquido para áfidos conteniendo colorante de Essig.

Paso 5: Enjuáguelas en etanol al 70 por ciento, luego en etanol al 95 por ciento

Paso 6: Tranfiéralas a aceite de clavos hasta que aclaren. Cualquier residuo de cera deberá desaparecer durante este paso. Puede dejar los especímenes en aceite de clavos durante una noche.

Paso 7: Coloque el espécimen sobre un portaobjetos con una gota de Bálsamo del Canadá. “Histoclear” es un diluyente apropiado para el bálsamo. Coloque los especímenes con el extremo delantero hacia usted. Cubra con un cubreobjetos.

Paso 8: Identifique cada montaje adecuadamente, con etiquetas con la siguiente información:

Maconellicoccus hirsutus (Green)
Nombre del encargado del recuento
Fecha recogida
Lugar
Planta hésped

Identificando Caracteres

Refiérase a la **Figura 2-12** para obtener una ilustración de la morfología general de la cochinilla hembra adulto (de Williams, 1996). Compare esta ilustración con la **Figura 2-13**, *Maconellicoccus Hirsutus*, y la siguiente descripción de una CRH adulto hembra (también de Williams, 1996):

Descripción

Hembra adulto. En su estado natural, la apariencia es de color rosado anaranjadoso, hasta rojizo, escasamente cubierta con cera blanca, melosa, pero cubiertos totalmente en el material blanco del ovisaco. Montajes de especímenes de hasta 3.8 mm de largo 2.1 mm de ancho; lóbulos anales poco o moderadamente desarrollados, cada uno con una barra de lóbulo abdominal anal extendiéndose hacia el ápice y una seta apical de 250–330 µm de largo. Las antenas, cada una, usualmente de 380–470 µm de largo con 9 segmentos. Las patas bien desarrolladas; trochanter trasero + femur usualmente de 300–350 µm de largo, en raras ocasiones reducidos a 280–290 µm de largo; tibia + tarso traseros normalmente de 310–370 µm de largo en raras ocasiones solamente de 280–300 µm de largo tenaza gruesa, aproximadamente de 35.0-37.5 µm de largo.

La relación de largo de la tibia + tarso traseros hasta tronco+femur traseros de 1.00–1.16. La relación de largo de la tibia y el torso es de 2.30–2.60. Poros traslúcidos presentes en fémur y tibia traseros, los del fémur trasero, a veces, pocos y no evidentes. Labium de 150–165 µm de largo, casi del mismo largo que la placa clypeolabral. Circulus normalmente de 85–150 µm de ancho, variando considerablemente de forma, desde cuadrado hasta oval, usualmente con constricciones laterales débiles y a veces dividido por una línea intersegmental, pero esta línea no es evidente en muchos especimenes. Ostioles bien desarrollados, las orillas internas de los labios moderadamente esclerotizados, cada labio con 1–3 setas y unos pocos poros triloculares pero con marcada variación. Anillo anal de 80–95 µm de ancho con 6 setas, cada una de 125–150 µm de largo. Cerarii usualmente contando con 4–6 pares, raras veces 7 pares. Cerarii del lóbulo anal cada uno con 2 setas cónicas, cada seta aproximadamente de 20 µm de largo, y unos pocos poros triloculares, todos localizados sobre un área membranosa. Cerarii frontales frecuentemente similares pero los cerarii másadelantados a veces limitados a una sola seta o una o ambas setas sustituidas por setas flageladas.

Descripción

Superficie dorsal con setas flageladas gruesas. Ausencia de poros de disco multiloculares. Los poros triloculares con distribución pareja. Poros discoidales minúsculos y escasos. Numerosos ductos orales tubulares en el borde; cada uno por regla entre 4–5 µm de diametro, pero a veces másangostos, de 3.75 µm de ancho, y 7.5–8.5 µm de largo, el borde de aproximadamente 10 µm de diametro. Los ductos tubulares orales, cada uno másangosto que un poro trilocular, aproximadamente de 7.5 µm de largo, presentes a lo largo de los segmentos medios más o menos en filas sencillas, pero a veces reducidos a solamente uno o dos en cada segmento.

Superficie del vientre con setas fageladas normales, similares a las del dorso pero usualmente más largas. Poros de disco multiloculares aproximadamente de 8.75 µm de diámetro, distribuidos a través de los lados anterior y posterior del segmento abdominal IV y segmentos posteriores, a menudo alcanzando hasta los sub-márgenes; a veces, presente en el segmento abdominal III y raras veces, en el área central de la cabeza. Poros triloculares presente en distribución pareja. Poros discoidales escasos. Ductos orales tubulares de la orilla similares a los del dorso, presentes alrededor de los márgenes de tórax y de los segmentos abdominales anteriores. Ductos tubulares del cuello oral de dos tamaños. Unos ductos de tipo grande, másangostos que un poro trilocular y aproximadamente 10 µm de largo, están dispuestos en filas transversales sobre los segmentos abdominales III–VI y alrededor de los márgenes laterales de todos los segmentos abdominales; otros, están esparcidos en las áreas medias y marginales del tórax. Unos ductos de tipo pequeño, similares a los del dorso, están distribuidos, principalmente, a través de los segmentos abdominales centrales y mezclados con los de tipo grande en los márgenes; otros están presente en pequeñas cantidades sobre la cabeza y el tórax.

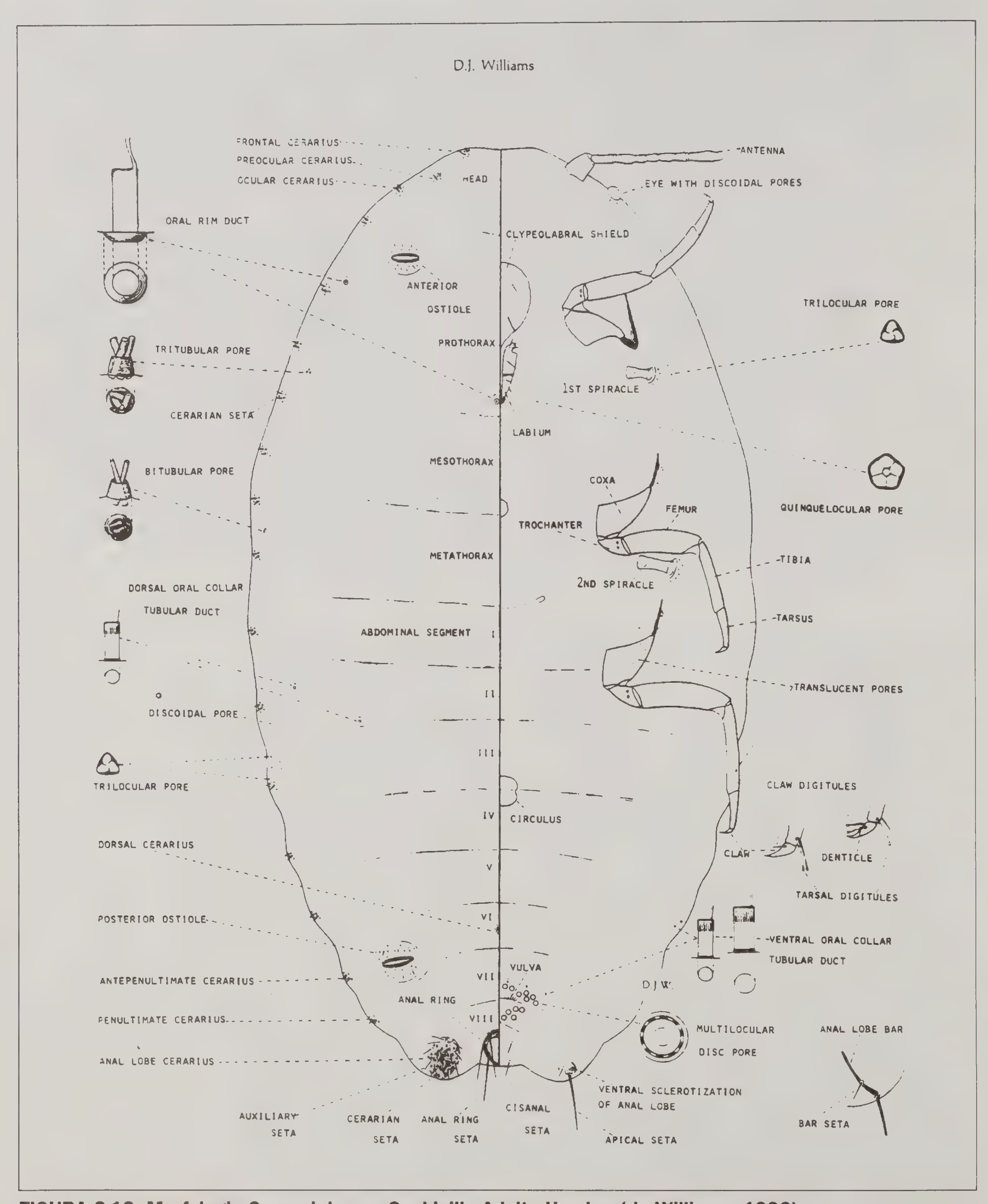


FIGURA 2-12: Morfologia General de una Cochinilla Adulto Hembra (de Williams, 1996)

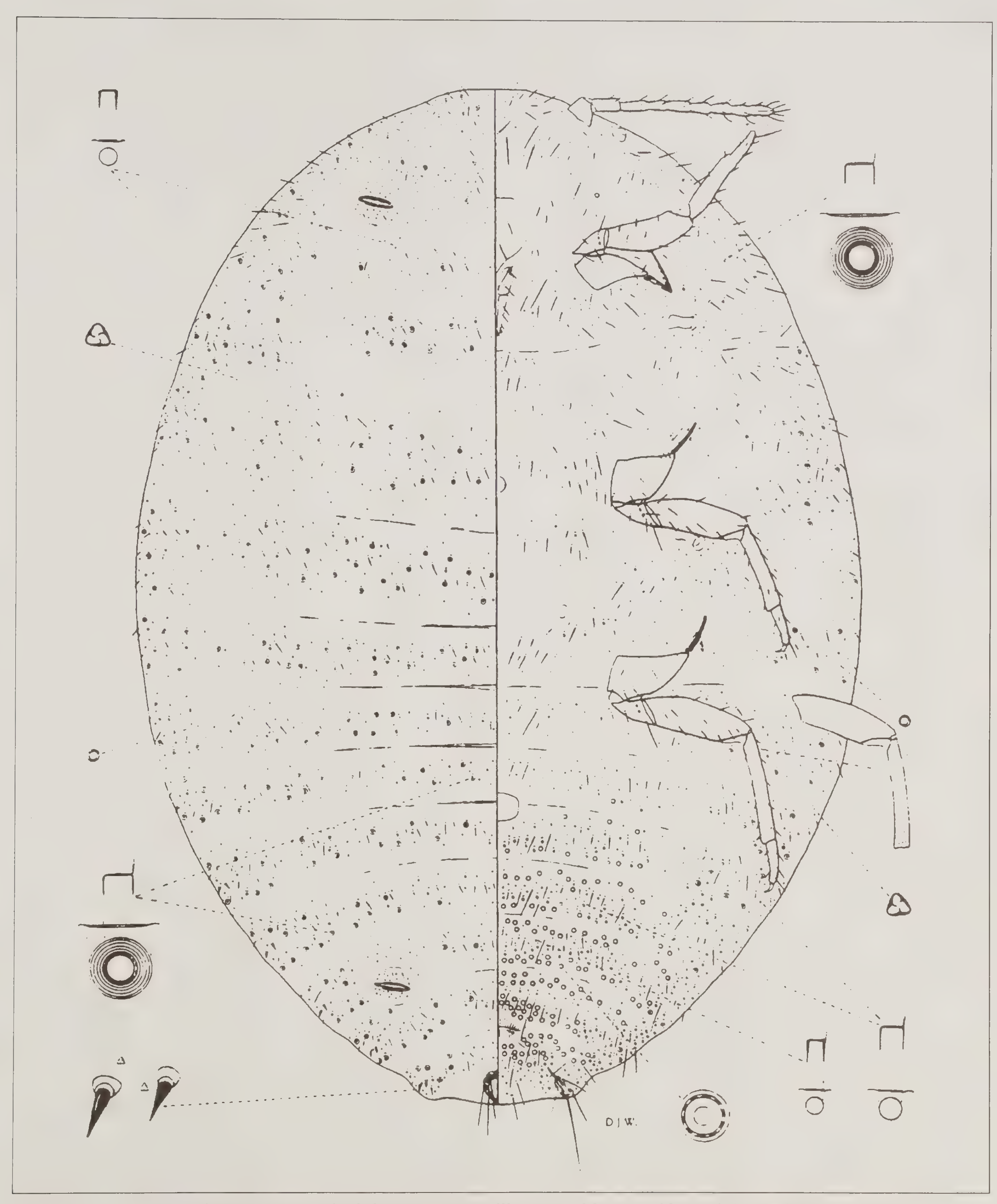


FIGURA 2-13: Cochinilla Rosada del Hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (de Williams, 1996)

Operatando el Insectario



Operando el Insectario

Introducción

Contenido

Propósito

Para criar parásitos y depredadores es necesario propagar o adquirir la planta huésped óptima para crianza en el laboratorio de la cochinilla. Usted puede utilizar plantas en macetas hospederas de la CRH, pero propagar y mantener este tipo de plantas requiere de un espacio de invernadero considerable, de iluminación especial dentro del laboratorio y de un equipo de trabajo numeroso. Ocasionalmente, y a fin de lograr la producción en masa del insecto, una fruta o un vegetal pueden usarse como la planta huésped substituta, escogida para la operación del insectario. La calabaza moscada japonesa (variedad *chirimen*) es uno de esos huéspedes y ha sido seleccionada como el huésped deseado para este programa. Usted también puede usar la papa *Russet* o cualquier otra papa blanca como huésped de respaldo, si se pueden hacer crecer sus brotes y mantenerse durante varios meses. Estas plantas huésped son fáciles de mantener y bórico manipular. Las papas se mantienen en la obscuridad durante su almacenaje y germinación, y, tanto las papas como las calabazas se mantienen en la obscuridad para criar efectivamente a la cochinilla. Estos huéspedes infestados se colocan luego en cajas de manga, de uno o de doble hoyo, para la producción en masa de los depredadores y parásitos en el insectario.

Los operadores del insectario deben entender que ellos tienen que manejar tres niveles tróficos dentro de la operación del insectario:

- La planta huésped
- La cochinilla
- Los depredadores o parásitos que se alimentan de la cochinilla parasitada

A fin de criar y de soltar un número adecuado de enemigos naturales, usted debe producir y manterner los tres niveles tróficos. Es un aspecto importante de la operación del insectario, mantener estos niveles tróficos libres de contaminación. Para prevenir la contaminación, asegúrese de seguir los procedimientos indicados en la siguiente subsección, **Protocolo de la Ruta de Trabajo Exigida.** De ser posible, sitúe el insectario dentro de un área infestada, a fin de prevenir que este vector se establezca dentro de una región no infestada.

Siguiendo el Protocolo de la Ruta de Trabajo Exigida

Para prevenir la contaminación prematura del material de la planta huésped con CRH y la contaminación de la crianza de CRH con los enemigos naturales, usted debe definir cuidadosemente la ruta de trabajo y seguir un protocolo específico.

Material de la planta huésped

La primera tarea del día deberá ser con material de la planta huésped. Esto puede abarcar las siguientes actividades:

- Trabajo en el campo cosechando las calabazas y transportándolas para su tratamiento y almacenaje
- Exámen del material de planta huésped almacenado, y selección del material en descomposición
- Selección del material de planta huésped para uso durante la semana y/o para uso del próximo día



NO trabaje con la CRH o crianzas de enemigos naturales antes de trabajar con material de la planta huésped sin infestar!

Algunos miembros podrán necesitar dedicarse la mitad del día al material de la planta huésped, mientras que otros podrán ayudar solamente unas horas y proseguir al próximo nivel de actividad, que sería trabajar con la crianza de la CRH. Quien haya trabajado con la crianza de la CRH, **nunca regresa** a trabajar con las calabazas o papas durante ese día y **nunca entra** al área de almacenaje de la planta huésped.

Crianza de la CRH

Una vez que los técnicos terminan su trabajo del día sobre la planta huésped, pueden proseguir con su trabajo en el próximo nivel trófico, tal como trabajar con la crianza de la CRH. **No trabaje con la crianza de enemigos naturales** antes de trabajar en el insectario de CRH. Para evitar la contaminación, no entre al insectario de los enemigos naturales ni maneje lo que se liberará en el campo, ni se exponga al material de campo, antes de trabajar con la crianza de CRH. Abra la sala de cría de enemigos naturales **únicamente después** de terminar todo el trabajo de la crianza de CRH y de asegurar y poner llave a las habitaciones.

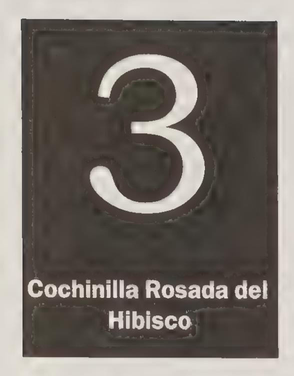
Los Enemigos Naturales

Los ultimos eventos del día consisten en trabajar con la crianza de los enemigos naturales y/o el trabajo de campo. Deben de comenzarse nuevas crianzas, las viejas deben ser aseadas, y el material de plantas huésped debe ser debidamente descartado. **Coloque todo el material en bolsas plásticas pesadas, séllelas firmemente** y llévelas a un botadero apropiado, a una distancia adecuada del insectario. Es posible que usted necesite recoger enemigos naturales de sus jaulas para ser liberados ese día. Una vez que haya trabajado en el insectario de enemigos naturales o que haya manipulado o liberado enemigos

naturales, **nunca vuelva a entrar** al insectario de la CRH o al depósito de plantas huésped ni **nunca maneje** material de planta huésped no infestado.

Trabajo de Campo

El trabajo de campo deberá efectuarse después del trabajo en el criadero de enemigos naturales. **No** trabaje con muestras de campo dentro del insectario de parásitos ni dentro de la sala de cría de cochinillas. Es ideal disponer de un salón separado para mantener y examinar el material obtenido en el campo, y evitar contaminar las crianzas puras. Al mantener este salón a temperatura ambiente constante, de aproximadamente 80°F (27°C), usted podrá conservar las muestras hasta por 30 días para la emergencia de los parásitos.



Operando el Insectario

Material de la Planta Huésped

Introducción

Las dos plantas huésped adecuadas para la reproducción de la CRH en el insectario son, la calabaza moscada japonesa *(Cucurbita moschata* (Duchesne) var. *chirimen*) y las papas. La subsección siguiente discute el uso de estas artificiales plantas huésped.

Utilizando la Calabaza Moscada Japonesa como Planta Huésped

La calabaza moscada japonesa, **Figura 3-1**, es un producto de la empresa Takii Seed Company (cuya sede está en Kyoto, Japón). Se ha utilizado eficazmente como planta huésped artificial para producir en gran escala a tres otras especies de cochinillas, que incluyen: la chinche harinosa o piojo blanco Comstock, *Pseudococcus comstocki* (Kuwana) (Meyerdirk and Newell 1979), spherical mealybug, Nipaecoccus viridis (Newstead) (Meyerdirk, et al. 1988) y al piojo harinoso de los cítricos o escama algodonosa, *Planococcus citri* (Risso) (Chandler et al. 1980).



FIGURA 3-1: Calabaza Japonesa, *Cucurbita moschata* (Duchesne) var. *Chirimen*

Descripción

La fruta es una esfera achatada con marcadas ranuras y corteza verrugosa. La corteza es de color verde oscuro y se torna de color amarillo claro al madurar. La pulpa es color amarillo cremoso, gruesa y con sabor a nuez dulce. Las plantas son fáciles de cultivar y dan frutos prolíficamente.

Adquisición de Semilla

A continuación se detallan dos fuentes para semilla. La lista es únicamente informativa y no constituye endoso por parte de APHIS.

1. Stokes
   P.O. Box 548
   Buffalo, New York 14240-0548
   Teléfono: 716-695-6980
   FAX: 716-695-9649

   Referencia: La persona a contactar, que representa a Stokes es Joel Butwin; 905-684-3022 or 1-800-263-7233;
   FAX: 905-684-8499

2. American Takii, Inc.
   301 Natividad Rd.
   Salinas, California 93906
   Teléfono: 408-443-4901

Costo

Approximadamente $75.00/lb. (1996)

Producción en el Campo

Ya que la calabaza es susceptible al frío, sembrar las semillas en un invernadero, a temperaturas controladas no mayores de 70 °F (21 °C), permitirá obtener cosechas y siembras tempranas en climas templados. Cultivar los almácigos en azafates y transplantar los brotes, hará que las plantas rindan al máximo en climas tropicales **Figura 3-2**. En climas templados, siembre aproximadamente 2,500 semillas en azafates, entre 3-4 semanas antes de transplantarlas; en climas tropicales siembre 1,000 semillas cada 60 días.



FIGURA 3-2: Cultivo de Semillero de Calabaza Japonesa en Azafates, para Mayor Producción

Transplantando

Transplante los brotes al campo cuando éstos tengan de 2 a 4 hojas y dependiendo de las temperaturas exteriores, de ser necesario, utilice sombrillas de calor en climas templados. Tenga a mano el equipo siguiente:

- Palas manuales (10–12)
- Azadones (4–5)
- Varas de 4 pies (1.2 m) de largo (6)

Dentro de las hileras, siembre los brotes a 4 pies (1.2 m) y deje una distancia entre surcos, aproximadamente, de 6.7 pies (2.0 m). Si está usando surcos de 40 pulgadas (1.0-m) de separación, siembre los brotes de calabaza cada dos hileras. Dependiendo de los sistemas de irrigación, usted puede sembrar los brotes a la orilla del surco. Para que esta operación sea más eficiente, divida las tareas de acuerdo con el número de operadores disponibles. Advierta a los trabajadores tener cuidado de no destruir los surcos durante el transplante.

1. Indique a los trabajadores marcar los surcos exactamente cada 4 pies (1.2 m) utilizando una vara de 4-pies y hacer un agujero pequeño, para los brotes, en cada marca.
2. Envíe a otro equipo de trabajadores a lo largo de los surcos colocando un puñado de brotes junto a cada agujero.



Para prevenir que se seque la raíz, *no saque anticipadamente demasiadas plantas antes de sembrarlas.*

3. Envíe a un tercer equipo de trabajadores detrás de los anteriores, para sembrar las plantas en los agujeros. Cubra las raíces con tierra y apelmace suavemente.
4. Aplique abono 10-10-10 (NPK) aproximadamente 4 semanas después de transplantar los brotes.
5. Riegue como sea necesario.
6. Anote los datos de la siembra sobre el **Formulario CRH-3** (vea el **Apéndice H**).

Producción en Invernadero

Estas mismas calabazas han sido cultivadas durante el invierno en invernaderos en California central. Las siguientes son indicaciones básicas para la producción en invernaderos, basadas en las experiencias obtenidas en California.

Regulando la temperaruta y el espaciado

Al momento de siembra, la temperatura del suelo debería ser aproximadamente de 50°F (10°C) y la ambiental, entre 58°F (14°C) y 80°F (27°C). Transplante los brotes la segunda semana de enero, cuando se observen las primeras hojas verdaderas. Siembre los brotes, agrupándolos de dos en dos y a las 2 semanas corte la planta más débil. Coloque cada planta a 2 pies (0.6 m) de distancia de cada una en surcos cubiertos con paja. Guíe a las enredaderas para crecer hacia arriba al alcanzar entre 12 a 15 pulgadas (30 a 38 cm), y asegúrelas con hilo de nylon al alambre superior, suspendido sobre los surcos por medio de varillas de hierro colocadas a cada extremo del surco.

Controlando enfermedades

Para prevenir daños patógenos, quite toda hoja y tallo lateral que toque la tierra, con excepción del tallo principal. Los patógenos que posiblemente se encuentren, son *Botrytis*, que ataca el extremo de floración del fruto y causa deterioro, y Sclerotinia que ataca las lesiones abiertas sobre la planta y se multiplica en la hojarasca en descomposición sobre la tierra. La buena higiene es importante para prevenir el daño causado por estos organismos. Corte con la mano las hojas y aplique una mezcla de Boltran y Benlate con talco para niños como portador. Riegue las plantas una vez por semana durante la primera etapa de crecimiento y hasta 3 veces por semana en su posterior desarrollo. Utilice paja para proteger las plantas, retener la humedad y para formar dióxido de carbono en el aire.

Fertilizando

Aplique el fertilizante al comienzo y durante la mitad de la etapa del crecimiento para favorecer el desarrollo de las hojas y tallos. Utilice abono 15-30-15 NPK al comenzar y cambie a 26-16-6 NPK hacia la mitad del crecimiento, cuando las calabazas se están formando. Al suplementar esto con nitrógeno se favorecerá la fijación del fruto. Utilice urea (46-0-0) y potasa para mantener las hojas y para forzar la producción de calabazas. A medida que las calabazas maduren, sosténgalas en el aire con redes.

Cosechando Calabazas

Usted puede cosechar las calabazas japonesas para uso en el cultivo del huésped, mientras aun están verdes; pero para obtener una vida larga en los estantes, es mejor cosechar las calabazas cuando se han tornado anaranjadas. Las calabazas deberán tornarse mate y la corteza deberá haber endurecido. Al cosechar, déjeles un tallo corto a las calabazas **Figura 3-3**, y colóquelas entre paja para evitar golpes. Cajas de madera pueden ser útiles para transportar las calabazas desde el campo. Maneje las calabazas cuidadosamente para evitar

daños a la corteza (no tire ni deje caer las calabazas). La bacteria penetraría a las áreas lesionadas y las calabazas se descompondrían. Descarte las calabazas rajadas.



FIGURA 3-3: Calabazas japonesas con Tallos Cortos, Dentro de Cajas de Madera

Anote los siguientes datos en el Formulario CRH-3 (**Apéndice H**):

- Fecha de siembra de las calabazas
- Localización dentro del campo
- Número total de semilla sembrada y brotes transplantados
- Fecha de cosecha de las calabazas
- Número total de calabazas cosechadas
- Peso total de las calabazas, si es posible medirlo

Preparando las Calabazas para Almacenaje

Después de la cosecha y antes de su almacenaje, lave las calabazas con lejía en solución al 5 por ciento. Con un cepillo de cerdas suave retire la tierra y toda forma de vida insectívora. Agregue al agua del lavado un fungicida y un pesticida específico para ácaros, **sin propiedades insecticidas,** si estuvieran disponibles.

Los siguientes productos químicos se encuentran en St. Kitts:

- Fungicida: Manzate
- Acaricida: Dicofol

Almacenando las Calabazas

La vida de la calabaza sobre estantes puede abarcar 3 meses. De existir roedores, construya una jaula de alambre para mantenerlos alejados. Para permitir la circulación de aire, almacene las calabazas cosechadas y lavadas, sobre estantes abiertos, dentro de una habitación grande y abierta o al exterior sobre estantes bajo techo. El aire acondicionado puede no ser necesario, pero las calabazas deberán permanecer secas y deberán tener abundancia de aire proveniente de ventanas u otras aberturas. De ser necesario utilice un de-humectador para reducir la humedad. Las calabazas de preferencia no deberán toparse la una con la otra durante el almacenaje. Cada semana examine todas las calabazas almacenadas para que no se pudran ni contengan insectos. Descarte toda calabaza en proceso de putrefacción y con una brocha quite las cochinillas y otras plagas de las calabazas.

Utilizando la Papa como Planta Huésped

Las papas han sido utilizadas como plantas huésped para distintas especies de cochinillas. No es la papa en sí de lo que se alimenta la cochinilla, sino del brote suave de la papa. Usted puede hacer germinar papas sin tierra ni agua, sobre estantes abiertos, **Figura 3-4**, o parcialmente sumergidas dentro de cajas conteniendo tierra, **Figura 3-5**, que se riegan de vez en cuando. Esta última técnica requiere de mayor cuidado y mantenimiento de las papas y de las condiciones de la habitación. Bajo ambos sistemas, las papas son cultivadas **TOTALMENTE en la OSCURIDAD**, para evitar que los brotes produzcan clorofila y se tornen verdes, lo que no apetece a la cochinilla. Los rastreadores de la cochinilla y varios estadíos larvarios se alimentarán directamente del brote de la papa. En el pasado la papa Russet o cualquier otra papa blanca han dado buenos resultados. Estas son las plantas huésped de respaldo, en caso que las calabazas no estén disponibles o al realizar ensayos pequeños o para suplementar la crianza de la cochinilla en calabazas.



FIGURA 3-4: Sistema de estantes Abiertos para la Germinación de las Papas

FIGURA 3-5: Papas Germinadas, Parcialmente Sumergidas Dentro de la Caja Conteniendo Tierra

Es mejor comprar papas de semilla en bolsas de 100-lbs. (45 Kg), porque no están tratadas con inhibidores de germinación. Usted puede comprar estas bolsas en cantidades grandes y refrigerarlas, a 37 °F (3 °C) - 45 °F (7 °C), durante períodos largos. A veces, al cortar la punta de la papa se estimula la germinación. Los brotes en papas de la cosecha anterior pueden tardar entre 4–6 semanas.

Lave y seque, luego coloque las papas sobre azafates. Para germinar, coloque las papas en un cuarto oscuro, a temperatura ambiente. Cuando los brotes estén de por lo menos ½–1 pulgadas (1.3–2.5 cm) de largo, infeste ligeramente los brotes con rastreadores, **Figura 3-6** y devuélvalos a una sala SIN LUZ, excepto durante su mantenimiento temporal.



FIGURA 3-6: Papas Germinadas (parte delantera) Infestadas de rastreadores de la CRH

Las papas sembradas en macetas y mantenidas por riego, requieren más cuidado y están sujetas a las enfermedades. Sumerja parcialmente estas papas en el suelo, con la mitad de la papa sobre la superficie. Las cajas deben de poder drenar el exceso de agua a través de la base. Los brotes se tornan gruesos y largos, alcanzando 12 pulgadas (30.5 cm) o más de altura. Transfiera los rastreadores de la crianza de las cochinillas a los brotes de papa no infestados utilizando ramas jóvenes con hojas de adelfa o de sauce llorón. Coloque las ramas sobre los brotes infestados durante 3–4 horas. Transfiera las ramas con rastreadores jóvenes a los brotes de papa no infestados y déjelos sobre las papas durante varios días hasta que las hojas se hayan secado y la mayor parte de los rastreadores se hayan trasladado a los brotes de papa.

Utilizando Plantas en Macetas como Huésped

También podrá utilizar como material huésped plantas como el hibisco, sembradas en contendores de 1-galón (3.8-litros), pero esto requerirá de su propagación o de su compra. Al crecer al interior, las plantas necesitarán espacio adecuado, de un sistema de luz superior (por ejemplo, bombillos grow-lux) y de jaulas grandes para confinar a la CRH sobre las plantas y para evitar la entrada de depredadores o parásitos. Estas jaulas, a su vez, servirán para contener los enemigos naturales para propagar.



Operando el Insectario

La Crianza de la Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH)

Introducción

Las salas de cría de la CRH deberán consistir de dos salones, (aproximadamente de 150 pies^2, o sea, 14 m^2 cada una); y además, de otro salón (aproximadamente de 100 pies^2, o sea, 9.3 m^2) para recoger los rastreadores. Dependiendo del tamaño del insectario, el sistema para recoger los rastreadores puede aislarse en una caja de cartón grande dentro de una habitación separada (vea **Sistema para recoger los rastreadores**). Cuando el salón No.1 de las salas de cría de la cochinilla esté lleno de calabazas infestadas de CRH, comience a llenar el salón No. 2. Tan pronto como el salón No. 2 se esté llenando, comience a vaciar el salón No.1, transfiriendo el material huésped a las crianzas de parásitos y depredadores, o al salón para recoger los rastreadores para la crianza de la cepa de la CRH.

Desinfectando el Insectario

Cada habitación deberá permanecer vacía durante una semana para permitir tiempo para su limpieza y descontaminación. Barra los salones, trapéelos con solución de lejía al 10 por ciento. Limpie los estantes con solución de lejía al 10 por ciento.

Preparando la Habitación para Calabazas

La sala de cría para la CRH deberá ser por lo menos de 150 pies2 (14 m2), con estantes de madera a lo largo de las paredes del cuarto **Figura 3-7**, de aproximadamente 18 pulgadas (46 cm) de fondo, a intervalos de 1-pie (30 cm) sobre cada uno.



FIGURA 3-7: Estantes de Madera Sosteniendo Azafates Plásticos con las Calabazas

Utilice por lo menos cinco estantes por pared para sostener azafates de plástico (tipo cafetería) con material huésped infestado (calabazas o papas). Cortinas pesadas, de tela negra, colgadas del estante superior hasta el suelo ayudan a eliminar la luz a la crianza de la CRH. Estas cortinas cubrirán las calabazas o papas recientemente infestadas y evitarán que la luz atraiga a los rastreadores mientras haya personal trabajando dentro del cuarto diariamente. Todas las fuentes de luz permanecerán **APAGADAS y NINGUNA** luz exterior deberá penetrar el cuarto. Debido a que la luz atrae a los rastreadores, críe las CRH en **OBSCURIDAD TOTAL** para evitar que los rastreadores se bajen de las calabazas. Encienda la luz y retire las cortinas, durante períodos cortos de tiempo, sólo cuando los técnicos estén trabajando en la crianza.


Importante

NO HAGA pausas de trabajo dejando la luz encendida!

Coloque unidades de aire acondicionado y ventiladores industriales portátiles dentro de las salas de las plantas huésped, con el fin de mantener la temperatura ambiente entre 75 °F (24 °C) y 85 °F (30 °C) y para dar una circulación de aire apropiada. De ser necesario utilice un de-humectador para mantener la humedad relativa aproximadamente al 60 por ciento. La puerta de los cuartos deberá abrirse hacia afuera. Construya un cubículo pequeño para instalar otra pequeña puerta de entrada, que también abra hacia afuera, para

evitar la entrada al interior del salón, de insectos y parásitos ajenos al proyecto. Es conveniente tener un lavadero con agua corrida para lavar los azafates y las mesas. Utilice azafates plásticos con toallas de papel (como base portátil) para que los técnicos lleven las calabazas de un lugar a otro como sea necesario. Las toallas de papel absorberán la melaza excretada por las cochinillas.

Preparando la Habitación para Papas

Al haber escasez de calabazas, usted puede utilizar papas germinadas como material huésped. Un cuarto, **mantenido totalmente obscuro** para evitar que los retoños verdeen, almacenará apropiadamente a las papas y permitirá que con el tiempo germinen. Coloque estantería de madera a lo largo de las paredes y ponga las papas sobre azafates de plástico sobre los estantes. Las temperaturas pueden fluctuar entre 75 °F (24 °C) y 90 °F (32 °C) y la humedad relativa del 70 por ciento es ideal.

Trasladando Calabazas o Papas

Para ser usadas en el cultivo del huésped, dependiendo del número de calabazas disponibles para uso futuro, cada mañana seleccione, por lo menos, de 5 a 10 calabazas del área de almacenaje. Antes de infestarlas, examine las calabazas. Con una brocha quite cualquier cochinilla o contaminantes. Coloque las calabazas sobre toallas de papel en un azafate de plástico y transfiéralas al cuarto de cultivo del huésped. Dependiendo del período de tiempo de estar almacenadas, podría ser necesario otro baño de tratamiento con lejía, pesticida y fungicida. Asegúrese que las calabazas estén secas antes de infestarlas con la CRH y colocarlas dentro de la sala de cría de la CRH.

Comenzando la Crianza de la CRH sobre Material de Laboratorio de la Planta Huésped

Para iniciar una crianza pura de la CRH usted tendrá que trasladar con mucho cuidado a hembras adulto, grávidas, de CRH, del material de campo al material huésped del insectario. Las hembras deberán estar identificadas como CRH. Tenga cuidado de no transferir otras especies de cochinillas. Cuando las hembras comiencen sus ovisposiciones (sacos con huevos) sobre las calabazas transfiera estos ovisacos diariamente a distintas calabazas, para mantener la crianza. Los siguientes pasos describen el sistema de traslado de los ovisacos:

Paso 1: Seleccione una calabaza infestada del cultivo del huésped que tenga hembras adulto con ovisacos conteniendo huevos.

Paso 2: Con una brocha de pelo de camello tamaño 0000 y utilizando una lupa de 2¼ X cuidadosamente traslade 50–100 ovisacos a cada una de las cinco calabazas que deberán ser infestadas. Si fuera necesario, humedecer la brocha con agua, logrará que los ovisacos se adhieran a ella durante el proceso de traslado. **Tenga mucho cuidado de no trasladar ovisacos de alguna especie contaminante de otras cochinillas.** Al efectuar el traslado, coloque los ovisacos dentro de las ranuras de la calabaza sobre la parte media superior de la calabaza.

Paso 3: Coloque una viñeta sobre el azafate con calabazas mostrando la fecha de infestación. Almacene las calabazas sobre los estantes tras cortinas negras que cuelguen sobre el estante, excluyendo la luz proveniente del cuarto.

Estableciendo un Sistema para Recoger los Rastreadores

Eventualmente usted necesitará un sistema para recoger los rastreadores y hacer más eficiente la operación del insectario, al recoger rastreadores de la CRH de 1-2 días de vida, a medida que emergen de las oviposiciones. Este sistema permitirá una distribución más homogénea de los estadíos de la crianza de la cochinilla sobre cada calabaza y permitirá que se seleccionen estadíos específicos para la producción de parásitos con un mínimo de cruce de un estadío con el otro. Usted puede utilizar una **caja** recogedora de rastreadores o dedicar a este sistema un **salón** entero (**pagina 3-18**) dependiendo del tamaño de las facilidades y del tamaño de la crianza de la CRH.

Caja para Recoger los Rastreadores

Construya una caja para recoger los rastreadores usando una caja de cartón pesado, aproximadamente de 30 pulgadas (76 cm) x 30 x 30. Para modificar la caja, siga los pasos siguientes:

Paso 1: Cierre la caja y cubra la tapa con cinta aislante para evitar la entrada de luz.

Paso 2: Para la portezuela, a un lado de la caja, corte una solapa de 14 pulgadas (36 cm) x 14 pulgadas, dejando el lado superior sin cortar. Este lado sin corte funcionará como bisagra que permita abrir la puerta hacia arriba.

Paso 3: Con cinta adhesiva pegue en la base cartapacios manila con un cuadro recortado de aproximadamente 6-pulgadas (15-cm) en la tapa de enfrente que no quede pegada. Corte una segunda sección cuadrada de un cartapacio manila, de 12 pulgadas (30 cm), que servirá como bandeja de papel que se deslice bajo el cartapacio pegado a la caja.

Paso 4: Enchufe una lámpara de noche pequeña (7-vatios) a una extensión eléctrica de 12-pies (4-m) **Figura 3-8**. Pase la lámpara por un agujero pequeño en la parte superior de la caja a fin de que la luz cuelgue sobre el centro de la pequeña bandeja de papel en el fondo de la caja. Coloque la luz para que cuelgue más o menos a 4 pulgadas (10 cm) de la bandeja, con la luz enfocada hacia esta bandeja de papel. Envuelva la lámpara con hoja de aluminio para reducir la luz y enfóquela sobre la bandeja en el fondo.



FIGURA 3-8: Luz de Noche Envuelta en Papel de Aluminio, Dentro de la Caja de Recolección de Rastreadores

Paso 5: Coloque el material de planta huésped infestada (calabazas o papas) dentro de la caja y a lo largo de las orillas exteriores. Use como soporte bandejas pequeñas de alambre para lograr que el material huésped no toque el papel, y permitir que los rastreadores puedan caminar abajo, si caen atrás del material huésped. A lo largo del borde trasero, puede usar soportes de alambre adicionales para sostener un segundo nivel de material de la planta huésped dentro de la caja.

Paso 6: Selle la caja y deje la luz continuamente encendida. Cierre y pegue la puerta con cinta aislante. Los depredadores serán atraídos hacia la luz adentro de la caja y se acumularán en grandes cantidades sobre la bandeja portátil de papel. Cubra la caja con tela negra pesada, lo suficientemente grande para traslapar la caja y la cubierta, con el fin de evitar que penetre la luz, **Figura 3-9**. Deslice las puntas de la tela debajo de la caja.



FIGURA 3-9: Caja de Recolección de Rastreadores, Cubierta de Tela Negra Pesada

Paso 7: Revise la caja y recoja los rastreadores diariamente. Para recoger los rastreadores enrolle la bandeja de papel. Para trasladarlos a la sala de cría de la cochinilla donde usted infestará calabazas o papas nuevas, con un ligero toque, coloque los rastreadores dentro de un recipiente plástico grande Utilizando el **Formulario CRH-4 (Apéndice H)** anote la fecha en que usted recogió los rastreadores, el volúmen o peso de los mismos, el número de plantas huésped infestadas y el total de unidades de huéspedes infestados. Use el **Formulario CRH-5** para mantener un control del material huésped de cada azafate a medida que se pasa por cada nivel de producción.

Paso 8: Déles rotación a las calabazas viejas y a las papas de la caja para recoger los rastreadores. Mantenga la caja tan limpia como sea posible colocando nuevas bandejas de papel a medida que sean necesitadas.

Salón para Recoger los Rastreadores

Si el insectario es suficientemente grande para requerir el uso de un sistema grande para recoger los rastreadores, entonces una habitación (aproximadamente de 100 pies^2 o 9.3 m^2), podría convertirse en una "caja" de recolección, a gran escala. Este salón necesita un sistema de aire acondicionado apropiado para mantener la temperatura alrededor de 80 °F (27 °C). El salón deberá prepararse para no permitir la entrada de luz del exterior, inclusive la luz de puertas abriéndose. Se deberán tapar todas las ventanas para no permitir la entrada de luz.

Usted podrá utilizar dos tipos de habitaciones distintas para el sistema para recoger los rastreadores.

- El sistema de la barrera con alambre caliente
- El sistema de luz solamente

El primer sistema utiliza un alambre caliente que detiene a los rastreadores cuando avanzan hacia una luz dentro del salón. El segundo sistema usa solamente una pequeña luz para atraer y detener a los rastreadores en un lugar. Organice el salón bajo uno de estos dos sistemas que se detallan a continuación.

Sistema de Alambre Caliente

Este es el sistema mas eficiente para recoger rastreadores, pero necesita mas equipo y es mas complicado para instalar, que el sistema de luz solamente. Use este sistema si usted tiene las facilidades y el conocimiento experto para ejecutarlo.

Paso 1: Construya de tres a cuatro estantes para contener entre cuatro y cinco entrepaños de calabazas. Estos entrepaños deberán ser de aproximadamente 3 pies (1 m) de ancho x 2 pies (0.6 m) de fondo x 6 pies (2 m) de alto. Un salón con cuatro estantes puede contener aproximadamente 20 azafates, **Figura 3-10**, cada uno con aproximadamente 12 calabazas.



FIGURA 3-10: Estante Utilizado en el Sistema de Barrera de Alambre Caliente, Conteniendo Cinco Niveles de Calabazas

Vea en el **Apéndice I** una ilustración mostrando las medidas de los estantes para la crianza de la CRH.

Paso 2: Sobre una base de aproximadamente 4 pies (1.2 m) de altura arme, en posición vertical, una luz flourescente de 20 voltios y 36 pulgadas (92 cm). Coloque la luz en una esquina de la habitación con cara hacia las calabazas que serán infestadas con oviposiciones. Esta luz recolectora de rastreadores deberá ser la única luz dentro de la habitación. Deje la luz contínuamente encendida y esté preparado para reponer la candela cuando sea necesario para evitar pérdida de rastreadores al quemarse la luz.

Paso 3: Corte plaquitas de plywood de 30 pulgadas (76 cm) en ángulo hacia enfrente, **Figura 3-11**), para construir anaqueles pentagonales que se pueden remover y que cabrán en los entrepaños de los estantes. Pegue una capa de fórmica blanca a la superficie de cada anaquel. Coloque los anaqueles sobre los entrepaños a una distancia entre sí de aproximadamente 12-16 pulgadas (30-40 cm).



FIGURA 3-11: Estante que se Puede Mover, de Cinco Lados, Utilizado en el Sistema de Barrera de Alambre Caliente

Paso 4: Fije un alambre (alambre calentador similar al de las tostadoras) sobre aisladores a ¼ pulgada (6 mm) de distancia de la fórmica, atravesando, desde la parte trasera del anaquel, alrededor de todo el frente y regresando hasta atrás.

Paso 5: Conecte un reóstato, **Figura 3-12**, a los alambres en cada azafate del entrepaño y fije la temperatura de calentamiento en 115 °F (46 °C). **Evite temperaturas elevadas, que matarían a los rastreadores.** Los rastreadores, que se quedan, aproximadamente a 1 pulgada (25 mm) detrás del alambre, no cruzarán la barrera caliente, a pesar de ser atraídos por la luz frontal.



FIGURA 3-12: Reóstato Utilizado para Calentar el Alambre Hasta una Temperatura de 115 °F (46 °C)

Paso 6: Equipe cada entrepaño coleccionador de rastreadores con una sección que se pueda remover, de aproximadamente 6 pulgadas (15 cm) de fondo x 10 pulgadas (25 cm) de ancho, colocada hacia el frente del azafate. Esta sección es una pieza de fórmica blanca que se desliza bajo un pequeño trozo de papel traslapado, adherido al azafate principal. Esta construcción permitirá a los rastreadores atravesarse hacia el anaquel, que se puede remover sin caer en la grieta. Coloque de cuatro a cinco de estas bandejas para recoger depredadores en cada entrepaño.

Paso 7: Coloque otro alambre con resorte, debidamente aislado, para sostener la parte delantera del alambre caliente esparcido sobre el anaquel removible. Deberá poder levantar el resorte hacia arriba para quitar la bandeja con los rastreadores.

Paso 8: Coloque las calabazas u otro material huésped infestado con ovisacos sobre pequeñas bandejas de alambre para evitar el contacto directo del material huésped con el entrepaño de fórmica. Si fuera necesario, coloque soportes de alambre más grandes sobre cada bandeja para montar las calabazas sobre los azafates en dos capas.

Paso 9: Con un golpe suave coloque los rastreadores recogidos en un cartapacio manila y transfiéralos a un frasco grande. Mida y/o pese el frasco para determinar la cantidad de rastreadores de la CRH que se produjo ese día.

Paso 10: Descarte las calabazas después de que los rastreadores hayan emergido (aproximadamente a las 2 semanas).

Sistema de Solamente Luz

Usted puede utilizar otro sistema para recoger los rastreadores que se asemeja a la caja para recoger los rastreadores y que es menos complicado que el **sistema de alambre caliente.** Una vez más, el cuarto es sustituido por la caja.

Paso 1: Coloque al centro del salón una mesa grande (4–5 pies^2 o 0.4–0.5 m^2). Puede usar una hoja de plywood colocada sobre una mesa más pequeña.

Paso 2: Pegue una cubierta de fórmica blanca sobre la cubierta de la mesa.

Paso 3: Instale dos luces de noche de 7-voltios sobre una extensión eléctrica para formar un pequeño sistema de luz. Cuelgue las luces del cielo raso justo sobre el centro de la mesa, aproximadamente a 4–5 pulgadas (10–13 cm) sobre la mesa. Cubra cada bombillo con hoja de aluminio con el objeto de enfocar la luz abajo, sobre la mesa. El bombillo extra es una medida de precaución, por si acaso se quemara un bombillo en la noche, la otra luz seguirá atrayendo a los rastreadores y no se perderá un día de producción de rastreadores.

Paso 4: Desarrolle el mismo sistema de azafates descrito en el proceso del alambre caliente. Los rastreadores que se mueven dentro del perímetro de la mesa se acercarán a la luz en el centro de la mesa y entrarán al sistema de la bandeja que puede removerse. Para construir este sistema de bandejas pegue un cartapacio manila sobre tres lados y córtele un agujero en forma de “U”, de 12-pulgadas (30-cm), en el centro. Utilice otro cartapacio manila como la sección que se desliza debajo del cartapacio que ha sido pegado.

Paso 5: Coloque las calabazas o papas infestadas con ovisacos a lo largo del perímetro de tres lados de la mesa. Coloque el material huésped sobre bandejas de alambre que mantendrán a las calabazas o a las papas aproximadamente a 1 pulgada (2.5 cm) sobre la superficie inferior. Al hacer esto, permitirá que los rastreadores caigan a la cubierta de la mesa y que caminen bajo el material huésped libremente, sin obstrucción. Si fuera necesario, usted podrá colocar calabazas en bandejas de alambre de dos en fondo y una sobre otra, en bandejas de alambre más elevadas. Deje un lado de la mesa desocupado para trabajar sobre la superficie de la mesa libremente y para permitir sacar y colocar las bandejas con los rastreadores de su contenedor para recoger los rastreadores.

Paso 6: Rote calabazas y papas conteniendo ovisacos semanalmente, saque y bote el material viejo. Use cada lado de la mesa para representar un nuevo lote de material huésped, que será cambiado a intervalos de aproximadamente 2–3 semanas. Recoja los rastreadores

diariamente y úselos para infestar nuevo material huésped de la crianza de la cepa de la CRH. Descarte el material huésped en putrefacción como sea necesario.

Criando la CRH

Cuantifique la cantidad de rastreadores de CRH recogidos diariamente, ya sea, por peso o volúmen. Anote diariamente la producción de rastreadores en la bitacora, para determinar los niveles de producción relativos, para hacer comparaciones y para dar la voz al operador del insectario al declinar la producción en el futuro.

Esparza suavemente los rastreadores sobre los brotes de calabaza o de papa. La cantidad exacta puede variar de acuerdo con la producción de rastreadores. Coloque no más de ¼-dram vial de rastreadores sobre una calabaza promedio (2–3 lbs o 0.9–1.4 Kg).

Coloque las calabazas sobre toallas de papel en un azafate tipo cafetería, con capacidad para contener de cuatro a seis calabazas. Las toallas de papel ayudarán a absorber le melaza excretada por las cochinillas. Separe las calabazas por varias pulgadas (5–10 cm) para prevenir contacto con la melaza de las cochinillas sobre otras calabazas y para prevenir que la putrefacción de una fruta se extienda a la otra, a medida que esto ocurra.

Coloque todas las calabazas recientemente infestadas en la sala de cría de la CRH. Cubra las calabazas con tela pesada negra colgada sobre el estante conteniendo las calabazas para reducir la penetración de luz del cuarto a los rastreadores mientras usted esté trabajando. Los rastreadores son muy atraídos por la luz. Mantenga a un mínimo el trabajo dentro de la sala de cría de la CRH para evitar que por efecto de la luz los rastreadores bajen de las calabazas. Al estar apagada la luz de la sala de cría de la CRH **no se deberá ver luz** en la habitación, incluso, ni la luz debajo de puertas. **Oscuridad total** es el sistema óptimo. Cualquier otra situación causará que los rastreadores abandonen las calabazas. Compruebe los contornos de aparatos de aire acondicionado en las ventanas y los de las ventanas para eliminar pequeñas entradas de luz. Usted podrá trasladar las calabazas debajo del cortinaje negro, infestadas de 15 días, hacia otro estante, pero **deben** permanecer en la sala de cría de la CRH **en oscuridad total.** Mantenga la sala de cría de la CRH a una temperatura constante de 80°F (27°C) con una humedad relativa del 60 por ciento.

Mantenga la mitad de la crianza de la CRH siempre en todos sus estadíos, para lograr sostener la cepa de la CRH.



No retire diariamente para la producción de enemigos naturales más de la mitad de la producción de material infestado.

Mantenga un record diario sobre cada azafate, con la fecha de infestación y cuándo se retiró el material para los enemigos naturales o se descartó por putrefacción de las calabazas.

Antes de ser transferidas las calabazas infestadas al salón para recoger los rastreadores o para ser utilizadas para la producción de enemigos naturales, éstas pueden permanecer dentro de la habitación de 30 a 45 días. Para la producción de *Anagyrus kamali y de Gyranusoidea indica* se requerirán mayormente el tercer estadío larvario de la CRH y para la producción de *Cryptolaemus montrouzieri* se necesitarán ovisacos recién formados para colocar los huevos.

Examinando las Calabazas

Examine semanalmente todas las calabazas infestadas dentro del cultivo del huésped. Busque lo siguiente:

- Material huésped en descomposición (de ser necesario, descártelo)
- Especies de cochinillas contaminantes
- Larvas de depredadores
- Señales de actividad parasitaria

Mate cualquier cochinilla contaminante y retire las calabazas putrefactas y aquellas que muestren señas de parásitos (cochinillas momificadas). Si esto sucediera, tendrá que comenzar a buscar otra crianza nueva de la CRH en otra sala de cría, protegida. Use las calabazas infestadas de esta habitación únicamente para la producción de depredadores, no las use para crianza de parásitos puros. Para limitar la reproducción futura de la CRH, descarte adecuadamente todo el material infestado en un sitio dentro del área infestada.

Seleccionando Calabazas Infestadas de CRH, para las Crianzas de Parásitos, Depredadores o de la CRH

Para seleccionar las calabazas infestadas de CRH para las crianzas de parásitos y depredadores siga los siguientes pasos:

Paso 1: Seleccione un número apropiado de calabazas o papas con segundo tardío estadío o tercer estadío larvario de la CRH para las nuevas crianzas de parásitos. Trasládelos al salón de crianza de los parásitos a medida que se necesiten para preparar las cajas de picaduras.

Paso 2: Seleccione las calabazas infestadas que contengan CRH adultos, hembra con una mayoría de ovisacos para la crianza de depredadores cada semana.

Paso 3: Seleccione semanalmente las calabazas infestadas, principalmente, con oviposiciones frescas, para la sala para recoger rastreadores, trasladándolas a medida que fuera necesario

Limpiando la Sala de Cultivo del Huésped

Limpie la sala de cultivo del huésped semanalmente como sigue:

Paso 1: Barra el piso, luego trapee con una solución de lejía al 5 por ciento.

Paso 2: Limpie los entrepaños con una solución de lejía al 5 por ciento.

Paso 3: Examine todas las calabazas para determinar señales de descomposición y descarte las calabazas o papas que se estén pudriendo.

Paso 4: Espolvoree ligeramente el piso y los entrepaños con una capa fina de cristales de ácido bórico para controlar las hormigas y cucarachas.



Operando el Insectario

Envíos de Enemigos Naturales Exóticos

Introducción

Cada crianza de enemigos naturales exóticos comenzará al recibir un envío de insectos desde el exterior. El procesamiento y los controles debidos son de suma importancia, por lo que debe asegurarse de manejar y anotar cuidadosamente el contenido de cada envío.

Conservando Records

Cada envío deberá estar aprobado por una unidad de cuarentena o deberá ser una crianza pura de laboratorio y de una especie específica de enemigo natural previamente controlada por cuarentena, a menos que el material pueda ser debidamente comprobado por una instalación de cuarentena local.

Al recibir un envío, cuide de anotar su contenido. Usando el **Formulario CRH-6 (Apéndice H)** documente el envío mediante la información que sigue:

- Número de frasco o paquete
- Insecto Huésped (P_1)
- Especie *Entomophagous*
- Número de enemigos naturales encontrados vivos y muertos
- Número total de hembras y machos presente o emergidos con posterioridad
- Número de enemigos naturales propagados (F_1) en el laboratorio, sobre las cochinillas objeto

Identifique y numere cada frasco o contenedor. Use un sistema de numeración especial para cada envío y contenedor, por ejemplo: dentro del 98 (año)-1 (número de envíos por año)- 1 (número de contenedores en el envío). Identifique debidamente con etiqueta y envíe especímenes de prueba al director de museo correspondiente.

Comenzando la Crianza de Parásitos

Traslade cuidadosamente cada especie de enemigo natural importada a una jaula separada que contenga estadíos larvarios de la CRH que en su mayoría sean de segundo tardío y tercer estadío. Si usted desconoce el estadío de las larvas de la cochinilla huésped, exponga los parásitos al estadío primero, segundo y tercero, así como a hembras adulto. Etiquete cada jaula debidamente con el número de envío y registre el número individual de enemigos naturales (P_1) colocados en la jaula. Tome nota del número de individuos (F_1) que se han propagado sobre la CRH en su laboratorio de parientes (P_1). Continúe siguiéndoles la pista y anote sobre la viñeta de la jaula el número de individuos F_1 que emergieron. Más adelante usted hará un recuento sobre una hoja de resumen. Monitoree y registre la producción de generaciones F_2 y F_3 hasta colocar a cada especie dentro de un sistema de producción en masa.



Operando el Insectario

La Crianza de Enemigos Naturales: Parásitos

Introducción

Los parásitos actualmente disponibles para el control biológico de la CRH son dos pequeñas avispas, *Anagyrus kamali y Gyranusoidea indica.* Los procedimientos para criar estos parásitos siguen a continuación.

Ciclo de Vida

Anagyrus kamali es un endoparásito, solitario primario; se produce un parasitoide adulto de cada CRH parasitada, completando su desarrollo larvario dentro de la CRH huésped (Cross and Noyes, 1995). Vea una ilustración diagramática del ciclo de desarrollo de *A. kamali* en la **Figura 3-16** en la siguiente página; para fotos a color del macho y de la hembra adultos, las **Figura 3-13** y **Figura 3-14**.



FIGURA 3-13: Macho Adulto del *Anagyrus kamali*



FIGURA 3-14: Hembra Adulto del *Anagyrus kamali*

FIGURE 2-15

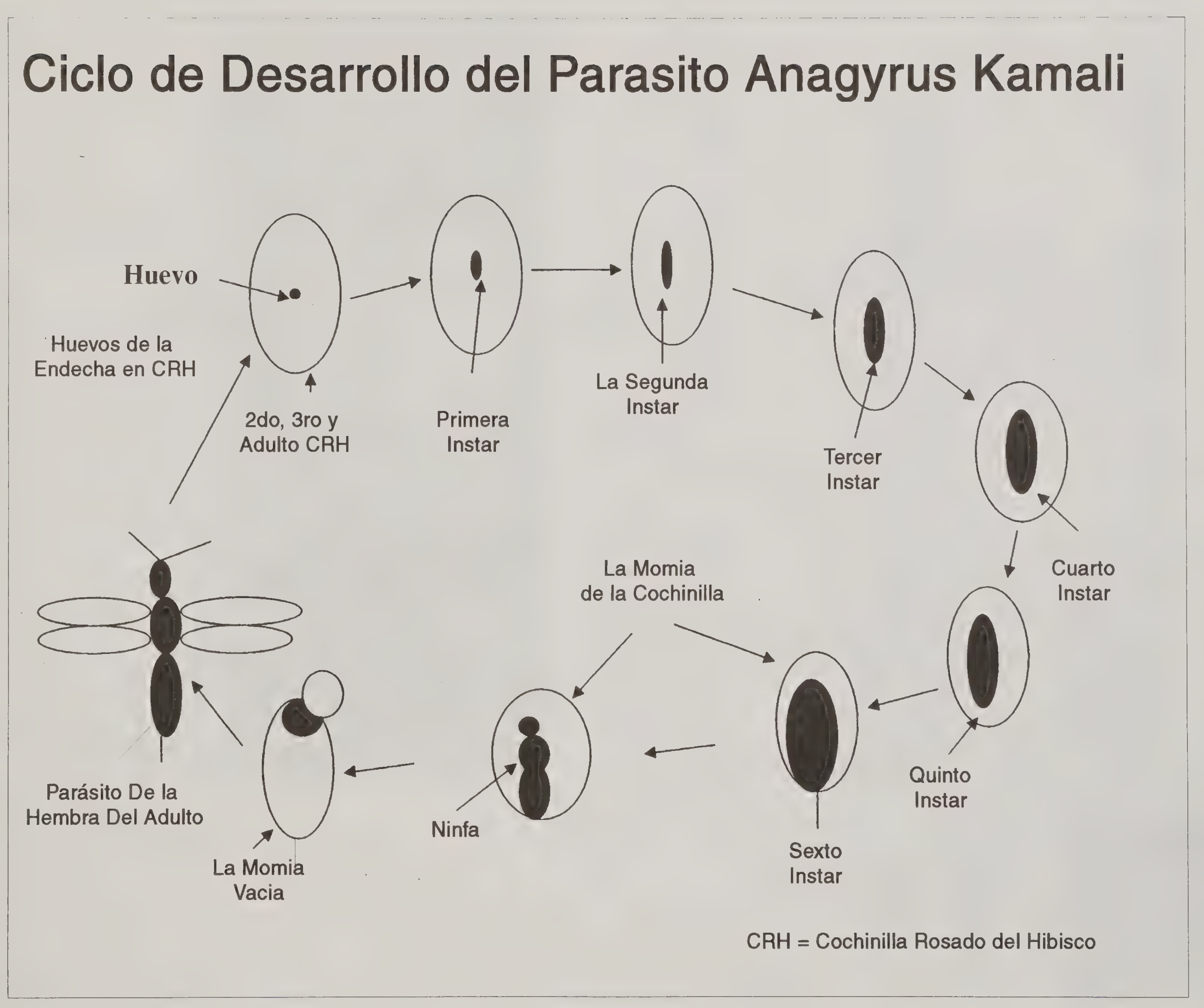


FIGURA 3-16: Ciclo de Desarrollo del Parásito *Anagyrus kamali*

El adulto deja un característico agujero de salida **Figura 3-17** después de atravesar el casco de la momia de la cochinilla.



FIGURA 3-17: Momias de la Cochinilla Rosada del Hibisco Mostrando Agujeros de Emergencia

Alojando las Crianzas

Aloje las crianzas de los parásitos dentro de una habitación de por lo menos 144 pies^2 (13.4 m^2), provea aire acondicionado y ventiladores portátiles de piso. La temperatura puede fluctuar entre 75° F (24° C) y 85° F (30° C). Provea luz en el cielo raso y ventanas. Cubra las paredes con estantes (vea el **Apéndice I** para las dimensiones) para sostener las jaulas de crianza y los materiales. Una mesa al centro del cuarto servirá como área de trabajo, para aspirar los parásitos y trabajos en el microscopio. Anote las temperaturas mínimas y máximas, así como la humedad relativa de cada día sobre el **Formulario CRH-7 (Apéndice H).**

Construyendo las Jaulas

La jaula portátil mas comúnmente vendida consta de un marco de aluminio liviano, de 12 pulgadas (30 cm) x 12 pulgadas x 12 pulgadas, **Figura 3-18**. Las jaulas tienen bisagras para ser dobladas para almacenaje y pueden desensamblarse para su limpieza. Algunas de las jaulas que están a la venta pueden no ser adecuadas para la crianza de la pequeña Hymenoptera.

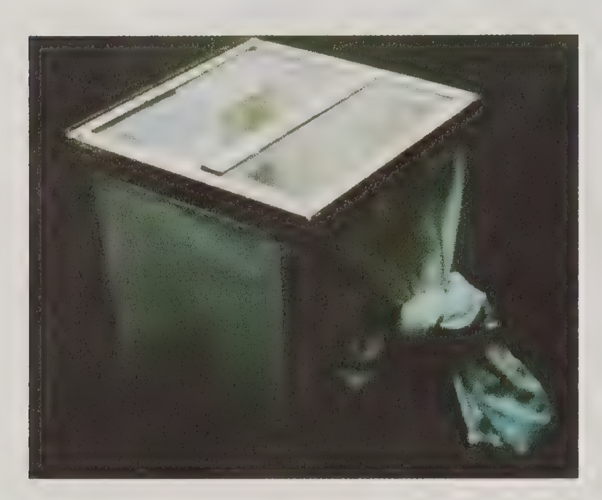


FIGURA 3-18: Jaula Portátil de Aluminio para Crianza de los Parásito

Para asegurarse que las jaulas sean aceptables para criar los parásitos, tal vez sea necesario que usted modifique las jaulas como sigue:

- Quite los páneles de zaranda de los costados, parte trasera y de arriba de la jaula, y repóngalos con tela de cedazo fino de organdí.
- Quite la manga de tejido flojo del frente de la jaula y repóngala con una manga de tejido fino, de muselina no blanqueada. La nueva manga deberá ser lo suficientemente larga para amarrarle un nudo y abrirla e insertar la mano dentro para aspirar los parásitos.
- Cubra la parte trasera de la jaula con un panel de vinilo claro.
- Cubra la parte superior de la caja con un panel de plexividrio sujetado con silicono.
- Selle todas la superficies del marco de aluminio en el entronque de los lados de la jaula con la parte superior o con la base con cinta selladora auto adherible de espuma.

La Jaula Grande de Aluminio

Para la producción de los parásitos, mediante algunas modificaciones, usted puede usar una jaula de aluminio más grande, disponible comercialmente, de 12 pulgadas (30.5 cm) x 12 pulgadas x 24

pulgadas (61 cm), y plegable. Retire la puerta de zaranda y repóngala con dos mangas de muselina sujetas en su lugar con adhesivo de hule alrededor del marco. Sustituya la zaranda de la parte superior con una pieza de vidrio plexividrio adherida con pegamento de silicono. Para apoyar las calabazas al mover la jaula, sujete la base de la caja a una pieza de plywood de 3/8 de pulgada (1 cm) o vidrio plexividrio usando pegamento de silicono. Selle la puerta con sellador de 1/2 de pulgada (1.3 cm) de grosor.

Jaulas de Madera de una y de dos Mangas

Las cajas de madera de una y de dos mangas son ideales para la crianza de la cochinilla sobre calabazas por las razones siguientes:

- Son fuertes
- Son estables
- Se lavan y se mantienen fácilmente
- Duran mucho tiempo

Si usted tiene el tiempo y los materiales construya estas cajas usando plywood marino de 5/8 de pulgada (1.6 cm). La jaula de doble agujero con mangas (vea el **Apéndice I** para las dimensiones) es más adecuada para contener de seis a ocho calabazas, mientras que la de una sola manga es buena para ensayos, para papas germinadas o para una a dos calabazas.

Preparando el Aspirador

Para aspirar los parásitos para ser trasladados a las cajas de picaduras y para trasladarlos al campo use un aspirador conectado a una bomba al vacío, **Figura 3-19**.



FIGURA 3-19: Ensamble del Aspirador, Mostrando la Bomba al Vacío y Tubos de Latex

Las especificaciones recomendadas para la aspiradora y la bomba al vacío son las siguientes:

Aspiradora

Colóquele a la aspiradora tubos de entrada y salida de aluminio y/o cobre con una pieza de trompa de latex natural de ¼-de pulgada (0.6-cm). Para evitar inhalar material foráneo, proteja el tubo de escape con cedazo de nylon fino de 220 mesh. Para contenedor, use tubos transparentes de stireno de 9-dram, de 1 pulgada (2.5-cm) x 2¾ pulgadas (7-cm), **Figura 3-20**, con tapaderas que se cierran de golpe.

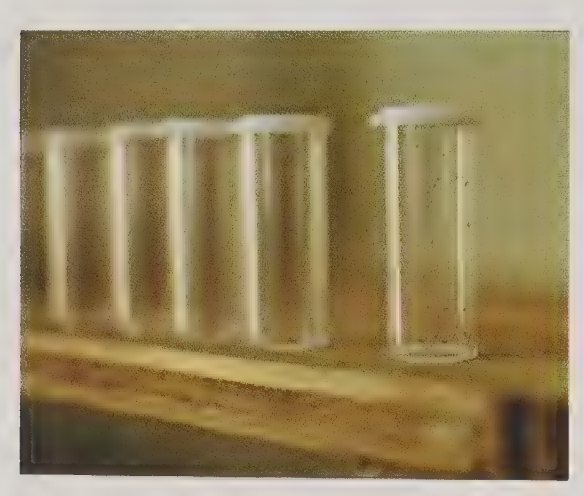


FIGURA 3-20: Envases Claros de Estireno, con Tapas de Remache "snap on"

Bomba al Vacío

La bomba al vacío deberá tener estas especificaciones:

- Capacidad de aire libre = 4.5 cfm
- Vacío máximo = 26" Hg
- Presión máxima = 20 psi
- HP = 1/3
- Amps = 2.2
- VAC/Hz = 115/80
- Voltios = 528

También equipe la bomba con un transformador para convertir la corriente de 220-V si fuera necesario.

Estableciendo Jaulas para Oviposiciones Semanales de los Parásitos

Proporcionando las Cajas de Picaduras con Material Huésped

Prepara una jaula para crianza de parásitos que esté limpia y vacía colocándole toallas de papel sobre el piso. Píntele hileras finas de miel por dentro a la tapa de la jaula y coloque un plato petri con algodón absorbente humedecido con agua en una de las esquinas del piso de la jaula. Coloque dentro de la crianza cuatro calabazas infestadas con tercer estadío larvario de CRH provenientes de la sala de cría del huésped.

Seleccionando las Jaulas para Aspirar los Parásitos

Para comprobar la emergencia de adultos, revise las jaulas que fueron establecidas hace 16 días. Busque jaulas con emergentes recientes de parásitos adultos. Los machos emergirán primero, las hembras después. Escoja, para ser aspirados, una jaula conteniendo aproximadamente una relación de sexos de 50 a 50 de los parásitos emergidos.

Aspirando Parásitos para la Jaula de Picaduras

Al encontrar una jaula apropiada, desate y abra la manga de la jaula sacudiéndola suavemente para desalojar cualquier parásito que se encuentre dentro de ella. Aspire de esa jaula entre 100-250 parásitos adultos (aproximadamente 50 hembras y 50 machos), dependiendo del tamaño de la jaula de picaduras y del número de cochinillas huésped. Para hacer esto use el aspirador, la bomba al vacío y un frasco de 9 dram, descritos antes en la subsección **Preparando el Aspirador.** Trabajando a través de la manga de tela abierta de la nueva caja conteniendo CRH que no ha sido picada, coloque el frasco con los parásitos aspirados sobre el piso de la jaula recién preparada. Destápelos y deje los frascos en posición vertical sobre la base de la jaula. Permita que los parásitos abandonen los frascos por sí mismos y que encuentren el material huésped proporcionado infestado de CRH. Cierre la manga haciéndole un nudo.

Usando el **Formulario CRH-8 (Apéndice H)** anote las especies, número de jaula, fecha de la tanda de picadura, número liberado en la acción sobre el material de planta huésped, total de unidades de plantas huésped, unidades, fecha de recolección de la progenie y número de progenie recogido. Adjunte un formulario a cada jaula que quede siguiendo la pista a la producción hasta que usted limpie la jaula. Traslade los datos al resumen sobre los **Formulario CRH-9** y **Formulario CRH-10**.

Rotulando la Jaula de Picaduras

Pegue una etiqueta de papel sobre una esquina de la jaula para anotar la fecha en que la jaula fue preparada, el número de parásitos (P_1), la especie del parásito y su origen. Use esta etiqueta para anotar las fechas y los números de parásitos F_1 que emergieron y han sido aspirados para ser liberados en el campo o para nuevas jaulas de picaduras. Se podrán recoger varias tandas de cada caja durante varias semanas.

Manteniendo las Crianzas de Parásitos

Diariamente revise las jaulas de crianza de los parásitos para comprobar las siguientes condiciones:

- La necesidad de renovar las hileras de miel
- La necesidad de reponer el algodón humedecido con agua
- Invasión de hormigas en la jaula
- Calabazas en putrefacción (descartarlas si es necesario)
- Contaminantes—ya sean parásitos o depredadores
- Parásitos F_1 emergidos (puede repetirse después de otros 16–21 días para determinar emergencia de F_2 y recogerlos cuando sea necesario)

Después de revisar las jaulas para comprobar estas condiciones continúe con el mantenimiento de rutina que se describe en detalle a continuación.

Proveyendo Hileras de Miel y Algodón Humedecido en Agua

Renueve las hileras de miel y el algodón humedecido con agua como sea necesario a lo largo de la existencia de la operación de picadura dentro de la jaula.

Controlando Hormigas/Cucarachas

Haga tratamientos para hormigas y cucarachas, como sea necesario, aplicando una capa fina de cristales de ácido bórico al piso, a los anaqueles y a los estantes dentro del laboratorio de los parásitos. **No** use pesticidas líquidos, como contenidos en un aerosol o en alguna carnada, que pueda volatilizar o entrar en contacto con los parásitos. Para controlar hormigas en los entrepaños aislados conteniendo jaulas coloque cada pata del estante en aceite vegetal dentro de un pequeño recipiente o tapadera. Para proteger las jaulas sobre la mesa coloque las jaulas sobre patas pequeñas asentadas sobre recipientes pachos que contengan aceite vegetal.

Descartando Calabazas en Putrefacción

Trabajando a través de la manga de la caja, con una brocha, quite cuidadosamente las momias de CRH de la calabaza podrida. Descarte la calabaza de la jaula dentro de una bolsa de plástico sellada.

Aspirando Contaminantes

Si identifica contaminantes sáquelos de la jaula mediante aspiración hacia un frasco de 9 dram. Una identificación positiva necesitará de un examen microscópico. Examine la jaula cuidadosamente para determinar cualquier rajadura a través de la cual los contaminantes pudieran haber penetrado. Séllela temporalmente con cinta aislante y anote este incidente de contaminación sobre la etiqueta de la jaula.

Anotando la Emergencia de Adultos

Cuando las observaciones diarias revelen la emergencia de parásitos F_1, anote la fecha de la primera emergencia sobre la etiqueta de la jaula. Después, examine con cuidado, diariamente, la jaula para determinar cuándo han emergido ambos sexos.

Usando los Adultos Emergidos en Reproducción y para la Colonización en el Campo

Después de emerger adecuadamente los F_1, en una relación de sexo de 1:1, usted podrá usar la jaula para proveer parásitos para preparar las jaulas semanales nuevas de picadura. Después de sacar suficientes parásitos para ser usados en la semana en la jaula de picaduras, puede aspirar el resto de los parásitos de la jaula para liberarlos en el campo. Los F_1 emergentes aparecerán durante un período aproximado de una semana. A medida que los parásitos F_1 emergen, parasitarán cualquier CRH no parasitada en su segundo estadío hasta sus estadíos de adultos jóvenes dentro de las jaulas. Por lo tanto, tal vez desee mantener la jaula de 2½ a 3 semanas adicionales para lograr una segunda generación de emergencia (F_2).

Limpiando y Reparando las Jaulas

Después de haberse completado la emergencia y después que usted haya recogido todos los parásitos de la jaula, descarte las calabazas en bolsas plásticas selladas. Restriegue y limpie la jaula con agua y jabón. Examine cuidadosamente la jaula y proceda con cualquier reparación que sea necesaria.

Dando el Mantenimiento Semanal al Laboratorio

Cada viernes, barra el laboratorio y trapee con una solución de lejía (al 5 por ciento). Limpie los estantes, entrepaños, las superficies de las mesas y de los muebles, con una solución de lejía (al 5 por ciento). Después de que el piso seque, esparza nuevamente cristales de ácido bórico a través del laboratorio.



Operando el Insectario

La Crianza de Enemigos Naturales: Depredadores

Introducción

El depredador preferido, a usarse como pesticida biológico para el control de la CRH, es la mariquita Cryptolaemus montrouzieri, conocida como "La destructora de la Cochinilla". Este depredador se puede adquirir comercialmente (Hunter, 1994). Vea fotos a color de los estadíos larvarios y de los estados como adulto en la **Figura 3-20** y **Figura 3-21**.



FIGURA 3-20: Larva de *Cryptolaemus montrouzieri*



FIGURA 3-21: *Cryptolaemus montrouzieri* Adulto

Los procedimientos para la crianza de *Cryptolaemus* siguen.

Ciclo de Vida

La siguiente es una descripción del ciclo de vida de *C. montrouzieri* en el insectario de St. Kitts. En temperaturas ambiente de 74°F (23°C) a 80°F (27°C) completan su ciclo de vida en 30 días.

A. Los técnicos del insectario permiten a las hembras hacer sus oviposiciones durante 7 días.

B. Las larvas se desarrollan durante un período de 14 días.

C. Las larvas completan su desarrollo, empupan y permanecen en estado pupario durante 7 días.

D. Las cochinillas adulto comienzan a emerger y continúan emergiendo durante un período de 7 días.

Determinando la Capacidad de Producción

Al preparar 17 jaulas se obtendrán aproximadamente entre 4,000 y 6,000 *Cryptolaemus* al mes para liberar en el campo. El factor limitante es contar con calabazas japonesas infestadas de CRH de la sala de cría de la CRH.

Manteniendo la Cría de *Cryptolaemus*

Mantenga la cría de *Cryptolaemus* dentro de una habitación poco iluminada aproximadamente de 100 pies^2 (9.3 m^2) con aire acondicionado manteniendo la temperatura a 80°F (27°C). Una vez por semana, escoja calabazas que contengan oviposiciones frescas de la cría de la CRH. Si fuera necesario retenerlas por algún tiempo, manténgalas dentro de una habitación a oscuras hasta que se necesiten para la cría de *Cryptolaemus*. Mantener el material huésped dentro de una habitación a oscuras previene que los rastreadores de la CRH abandonen la superficie de las calabazas y se dirijan hacia la fuente de luz.

Usando Jaulas Adecuadas para Crianza

La crianza de *Cryptolaemus*, con una capacidad de producción de 4,000–6,000 por mes, puede usar hasta 17 jaulas de crianza plásticas con las siguientes especificaciones:

- Desmantelables
- De polipropileno
- Dimensiones exteriores: 30 cm x 30 cm x 30 cm
- Peso: 930 grs
- Mesh tamaño: 24 mesh

Usando el Material Huésped de Preferencia

El material huésped para propagar *Cryptolaemus,* en orden de preferencia, es:

A. Calabazas japonesas de la crianza del laboratorio infestadas con (ovisacos de) CRH

B. Una variedad local de calabaza de la crianza del laboratorio infestada con CRH

C. Retoños de papa de la crianza del laboratorio infestados con CRH

D. Guanabas recogidas del campo infestadas con CRH

E. Recortes de hibisco (veranera) recogidos del campo infestados con CRH

Use material del campo infestado con CRH únicamente cuando el material huésped del laboratorio esté escaso. Los contaminantes serán comunes en estas jaulas.

Preparando las Unidades de Oviposición

Prepare unidades de oviposición cada 2 semanas, siguiendo el procedimiento a continuación:

Paso 1: Prepare tres unidades de crianza y agrégueles tres calabazas infestadas de la crianza del huésped a cada jaula. El estadío de la cochinilla que se ofrezca debería ser CRH hembras adultos con ovisacos.

Paso 2: Ponga hileras de miel en la parte superior interior de la jaula. Coloque un plato petri conteniendo algodón humedecido de agua en cada jaula.

Paso 3: Coloque 100 *Cryptolaemus* adultos (50 hembras y 50 machos) dentro de cada una de las tres jaulas. Permita a las *Cryptolaemus* adulto permanecer en la jaula de oviposición durante un período de 7 días. Desoués del séptimo día, aspire los adultos a un frasco plástico y transfiéralos a una segunda jaula. Divida el material huésped de la jaula original en tres partes retirando dos de las tres calabazas y colocando cada una en una jaula separada. Esto prevendrá la sobre población en las pequeñas jaulas. Al final de otros siete días, transfiera a los adultos en estado de oviposición a una tercera jaula. Al cabo del tercer ciclo de 7 días de oviposición, retírelos y use éstas mariquitas mayores para liberarlas en el campo. Divida el material huésped de las jaulas de oviposición, 2 y 3, de la misma forma que la primera. Resultando tener un total de nueve jaulas de reproducción.

Ayudando al Desarrollo de las Larvas

Durante las próximas 2 semanas, cuando las larvas de *Cryptolaemus* se estén desarrollando, agregue a cada jaula, dos veces por semana, una o dos calabazas infestadas de CRH. El estado de vida de la cochinilla ofrecido es la hembra adulto con ovisacos.

Paso 1: Una vez por semana cepille las larvas de la calabaza más antigua dentro de cada jaula y retire la(s) calabaza(s) de mayor antigüedad para dar espacio a nuevo material huésped. Agregue calabazas infestadas de CRH con los estados de la cochinilla descritos arriba.

Paso 2: Coloque las calabazas que han sido retiradas de las jaulas sobre azafates plásticos y almacénelas sobre un entrepaño en el laboratorio durante una semana.

Paso 3: Al final de la semana, utilizando un pincel de pelo de camello tamaño 0000, cepille todas las larvas que están desarrollándose sobre las calabazas dentro de un plato petri. Devuelva las larvas a la jaula y descarte las calabazas del azafate plástico.

Monitoreando el Pupario

A las dos semanas de desarrollo de las larvas, éstas comienzan a empupar. Hasta este momento deje de agregar material huésped a las jaulas. La *Cryptolaemus* permanecerá en estado pupario durante 1 semana después de lo cual las mariquitas comienzan a emerger.

Suministrando Alimento y Agua al Emerger

A medida que las mariquitas comiencen a emerger, ponga hileras de miel sobre la tapa interior superior de la jaula y coloque un plato petri conteniendo algodón humedecido en agua dentro de la jaula. Las mariquitas adulto continuarán su emergencia durante aproximadamente 1 semana. Luego de la primera racha de emergencia, retire las mariquitas y clasifíquelas por sexo para utilizarlas para establecer el próximo lote de las jaulas de oviposición. Para recoger las mariquitas adulto, use una bomba de vacío portátil adherida a un tubo flexible y aspirador conectado a un frasco plástico.

Recolectando las Mariquitas para ser Liberadas

A medida que las mariquitas continúan emergiendo, aspírelas cada dos días a frascos plásticos para ser liberadas al campo. Coloque tiras de papel triturado dentro de cada frasco e hileras de miel en la parte interior de las tapaderas. Lleve los frascos, de 100 mariquitas cada uno, al campo, dentro de una hielera de espuma de plástico conteniendo un paquete de gel congelada re-utilizable (hielo azul) para mantener el paquete fresco durante el período de liberación. Envuelva el paquete de hielo en toallas de papel para prevenir que los frascos entren en contacto directo con el hielo.


Importante

No deje a las mariquitas dentro de automóviles cerrados donde las temperaturas pueden exceder de 100 °F (38 °C).

Liberando Enemigos Naturales



Liberando Enemigos Naturales

Introducción

Contenido

Propósito

El propósito al liberar enemigos naturales de la CRH sobre plantas huésped infestadas, es permitir a los enemigos naturales controlar poblaciones locales de la plaga. Esta sección está dividia en dos subsecciones principales:

- Procedimiento de Operación Estándar para Parásitos
- Procedimiento de Operación Estándar para Depredadores

La primera subsección, Procedimiento de Operación Estándar para Parásitos, trata sobre procedimientos para liberar avispas parásitas. Utilice este procedimiento para control a largo plazo de la CRH.

La segunda subsección, Procedimiento de Operación Estándar para Depredadores, trata sobre procedimientos para liberar mariquitas. Utilice este procedimiento para obtener una baja inmediata de la CRH sobre plantas desde moderadamente hasta extensivamente infestadas.

Efectividad de Parásitos y Depredadores

Los parásitos exóticos son las soluciones a largo plazo en el control del problema de la CRH, mientras que utilizar a la mariquita depredadora sólo presenta una solución de corto plazo. El impacto deseado en este programa es la producción masiva y amplia distribución, tan pronto

como sea posible, de parásitos de la CRH. Las funciones de la mariquita depredadora son similares que las de un biopesticida—úsese únicamente cuando puedan presentarse serias pérdidas económicas si no se efectúa un control inmediato dentro de un lapso de 6 semanas.

Utilizar a la mariquita demorará el establecimiento efectivo y el impacto de los parásitos. La mariquita se alimentará de las cochinillas parasitadas y disminuirá significativamente la densidad de población de los parásitos, si se sueltan al mismo tiempo y en el mismo lugar. En los sitios donde se han liberado las mariquitas depredadoras, su población comienza a reducirse eventualmente entre 6 a 9 meses después. Si, después, los parásitos son introducidos en esos sitios para su establecimiento, ellos continuarán la reducción de la población de las cochinillas, creando un ambiente desfavorable para la reproducción de las mariquitas. Los parásitos podrán desplazar a las mariquitas después de algún tiempo.



Liberando Enemigos Naturales

Procedimiento de Operación Estándar para Parásitos

Introducción

Liberar parásitos es un componente extremadamente importante del programa de control biológico de la CRH. Usted deberá esforzarse en liberar parásitos saludables sobre plantas huésped adecuadas, infestadas de la CRH. Los parásitos que usted puede liberar son avispas no-picadoras, *Anagyrus kamali,* **Figure 4-1**, *Gyranusoidea indica, Leptomastix* sp. **Figure 4-2**, y posiblemente algunos otros. Vea las fotos a colores de *A. kamali,* refiérase a las **Figure 3-13** y **Figure 3-14** en la sección anterior.

Aspirando Parásitos

Estas avispas son insectos pequeños y delicados. Asegúrese de utilizar una succión muy suave cuando opere la bomba del aspirador.

Paso 1: Seleccione un depósito del cual tomará los parásitos.

Paso 2: Conecte el aspirador a un recipiente de tapa de plástico enroscable de 12-dram y encienda el aspirador. Revise la succión colocándolo sobre su mejilla. Usted deberá percibir una succión suave sobre la piel. **No utilice succión fuerte pues esto mataría a los parásitos.**

Paso 3: Desate y sacuda la manga para asegurarse que los parásitos sean removidos del interior de la manga y se encuentran en la jaula.

Paso 4: Tome el tubo de la aspiradora en su mano e inserte el tubo dentro del depósito a través de la manga.

Paso 5: Utilizando el tubo de la aspiradora, cuidadosamente succione los parásitos adultos hascia el recipiente plástico. Aspire aproximadamente 50 parásitos hembras y 50 machos hasta el recipiente plástico.

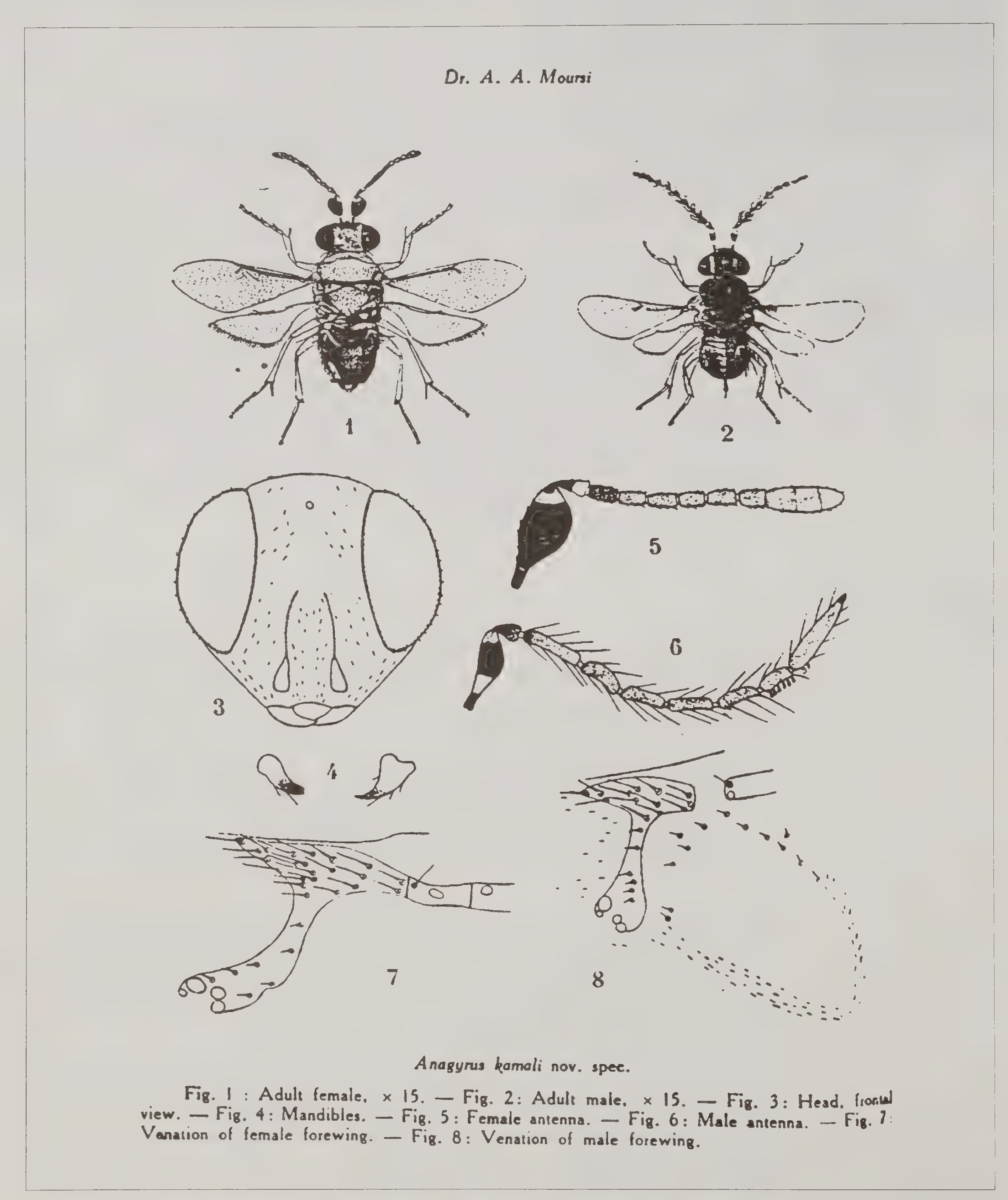


FIGURA 4-1: Características para Identificación de *Anagyrus kamali* (de Moursi, 1948)



Leptomastix phenacocci Compere

Fig. 1 : Adult female, × 30. — Fig. 2 : A, female antenna; B, male antenna.

FIGURA 4-2: Características para Identificación de *Leptomastix* spp. (de Moursi, 1948)

Paso 6: Separe el ensamblaje del aspirador de la manga.

Paso 7: Sacuda la manga para asegurarse que cualquier parásito restante está de regreso en el depósito. Enrosque y sacuda la manga.

Paso 8: Rápidamente quite el tapón de hule y tape el recipiente.

Transportando Parásitos

Al transportar parásitos desde el criadero hasta el campo, manténgalos frescos (aprox. 55 °F o 13 °C es ideal), pero no fríos. Si utiliza paquetes de gel congelada dentro de un cartón insulado, asegúrese de separar a los parásitos de la gel congelada, con espuma de hule o algún otro material, para que los frascos no tengan conacto directo con los paquetes de gel.

Liberando Parásitos

La selección de un buen sitio para liberar los parásitos incrementará su probabilidad de colonizar y sobrevivir. Busque una planta huésped adecuada, infestada con CRH, sobre la cual liberará los parásitos.

Paso 1: Después de encontrar plantas huésped infestadas, de antemano obtenga permiso del dueño de la propiedad para liberar los parásitos. Explíquele al dueño cómo el programa de control biológico funciona y **ponga énfais sobre la importancia de no podar, rociar, ni destruir estas plantas.** Entréguele un folleto del programa y/o material de distribución al dueño.

Paso 2: Suelte a los parásitos directamente sobre las plantas, quitando la tapadera del frasco y alambrando el frasco firmemente a una rama principal o insertándolo entre ramitas.

Paso 3: Utilizando **Formulario CRH-11, Apéndice H**, haga nota de la siguiente información:

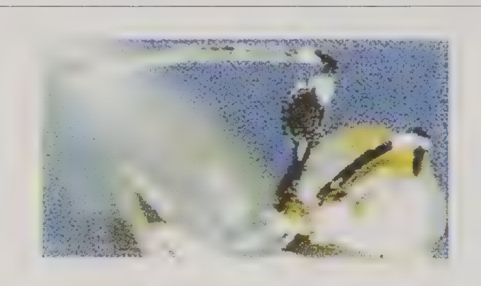
- Fecha de liberación
- Especies liberadas (*Anagyrus*, *Gyranusoidea*, or *Leptomastix*)
- Nombre del dueño
- Nombre del técnico (iniciales)
- Direccion del lugar de liberación (calle, número, nombre, país, estado)
- Nombre de la planta huésped
- Número de parásitos liberados

Paso 4: Durante su primera visita dé gracias al dueño por cooperar con el proyecto de control biológico. Déjele información adecuada y su tarjeta de presentación con su nombre, dirección, y número telefónico, para que él pueda ponerse en contacto con usted (o con la oficina del Department of Agriculture) si fuera necesario. Déjele también una copia del folleto "AYUDE A DERROTAR NUESTRA NUEVA PLAGA DE INSECTOS: LA COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO" (vea el **Apéndice I**).

Paso 5: Prepare un resumen de cuántos parásitos se han liberado mensualmente en el **Formulario CRH-12**. Haga nota de los siguientes datos:

- Fechas de las liberaciones
- Número total de propiedades
- Número total de cada uno de los parásitos liberados

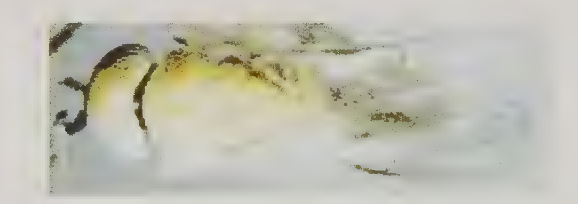
Parasitoides de la Cochinilla Rosada del Hibisco (Maconellicoccus hirsutus (Verde)) Parasitoides Primarios

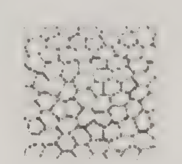


Gyranusoidea indica

Cuerpo con tórax dorsal color naranja, lateral blanco. Cabeza dorsal color naranja volviéndose blanca en lo ventral, con punto oscuro entre el margen del ojo y los toruli. Antenas con cuerno alargado, negras excepto blancas sobre la punta, edículo negro sobre la base, tornándose blanco en la punta, flagelo oscuro sobre la base y tornándose claro hacia la punta. Escultura sobre el extremo de la cabeza definidamente reticular.





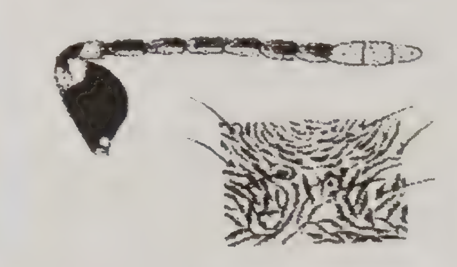


Escultura de la vértic

Anagyrus kamali

Cuerpo color naranja en su mayoría, incluyendo la cara y la parte lateral del tórax, margen de la boca y prominencia entre antenas oscuras. Antena extendida, similar a la de arriba. Escultura sobre la cabeza más fina que la de arriba. Retículos no tan abiertos.





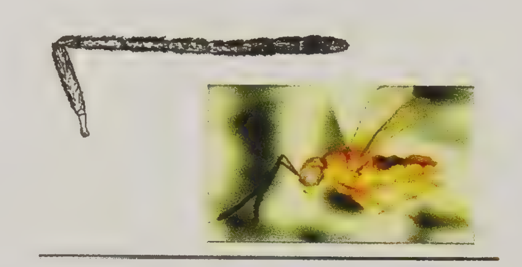
Anagyrus dactylopii

Cuerpo en su mayoría anaranjado; antena hinchada y de color negro casi en su totalidad (similar al *A. kamali*), pero el primer funículo distintivamente mas oscuro que los restantes de color blanco.



Leptomastix dactylopii

Cuerpo de color naranja, parte trasera de la cabeza color café oscuro. Antena larga y cilíndrica con el margen dorsal más oscuro que el vientre, flagelo con todos los funículos más largos que anchos y generalmente de color cafesoso.



Compilado por Michael E. Schauff, Systematic Entomology Laboratory, USDA, ARS, Museo Natural de la Historia Natural, Washington, DC 20560-0168

FIGURA 4-3: Parasitoides de la Cochinilla Rosada del Hibisco (Maconellicoccus Hirsutus (Green))



Liberando Enemigos Naturales

Procedimiento de Operación Estándar para Depredadores

Introducción

Liberar depredadores es otra fase importante del programa de control biológico de la CRH. Los depredadores surten buen efecto sobre plantas huésped con infestaciones moderadas o severas que **requieren** de un efecto **de rápida acción** sobre la población de la plaga. Son útiles como pesticida biológico donde el enemigo natural proveerá resultados dramáticos a corto plazo. Lo mismo que al liberar parásitos, trate de liberar depredadores sanos sobre plantas huésped adecuadas infestadas con CRH. El depredador más común que usted liberará es la mariquita, *Cryptolaemus montrouzieri.*

Transportando Depredadores

Al transportar depredadores, manténgalos frescos. Si utiliza paquetes de gel congelada, manténgalos separados de los recipientes con depredadores usando separadores de espuma de hule o algún otro material adecuado. Pequeñas perforaciones en las tapas plásticas permitirán la circulación de aire.

Liberando Depredadores

Los depredadores serán más efectivos al ser liberados sobre plantas huésped con poblaciones grandes de la plaga. Por lo tanto, trate de conservar a sus depreadores para lugares con plantas severamente afectadas por la CRH.

Paso 1: Obtenga el permiso del dueño para buscar a la CRH y, potencialmente, liberar a los depredadores. Explique al dueño de la propiedad como funciona el programa de control biológico y **ponga énfasis sobre la importancia de no asperjar, podar ni destruir estas plantas.**

Paso 2: Determine el número de depredadores a ser liberados con base en el número de plantas huésped y en el nivel de infestación. Como regla general, suelte aproximadamente 500 mariquitas por acre (1,250 mariquitas por hectárea) o de 250–500 mariquitas por predio

particular. Al comprar las mariquitas Cryptolaemus de un negocio suministrante, controle el número de bichos por envase. Normalmente, las mariquitas son envasadas para envío a razón de 500 adultos por frasco. Si el lugar donde usted liberará los bichos es un hotel o propiedad comercial, donde los jardines son extremadamente valiosos, tal vez necesite liberar entre 1,000–5,000 mariquitas de una sola vez.

Paso 3: Utilice la **Tabla 4-1** como guía al liberar mariquitas ***Cryptolaemus***:

TABLA 4-1: Liberando mariquitas *Cryptolaemus* Sobre Plantas Huésped Infestadas de CRH

Si:	Luego:
Muchas plantas infestadas están juntas, como en una cerca	Suelte aproximadamente 25 mariquitas por mata, directamente sobre las hojas cerca de las oviposiciones.
Las plantas huésped están muy separadas	Trate de colocar de 50-100 mariquitas dentro de las plantas

Paso 4: Utilizando el **Formulario CRH-13**, **Apéndice H**, tome nota de la siguiente información:

- Fecha liberados
- Nombre del propietario
- Iniciales del ténico
- Dirección del lugar en que se liberaron (calle, número nombre, país, condado y estado)
- Nombre de la planta huésped
- Número de depredadores liberados

Paso 5: Durante su primera visita dé gracias al dueño por cooperar con el proyecto de control biológico. Déjele información adecuada y su tarjeta de presentación con su nombre, dirección, y número telefónico, para que él pueda ponerse en contacto con usted (o con la oficina del Department of Agriculture) si fuera necesario. Déjele también una copia del folleto "LA COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO" y un volante sobre *Cryptolaemus* (vea el **Apéndice I**).

Paso 6: Resuma el número de depredadores liberados al mes sobre el **Formulario CRH-12**. Anote los siguientes datos:

- Fechas de liberación
- Total de propiedades
- Número total de depredadores liberados

Evaluando Resultados

Evaluando Resultados



Evaluando Resultados

Introducción

Contenido

Propósito

El propósito de evaluar los resultados es medir el éxito del programa. Tres formas principales de evaluación pueden hacerse dentro de un programa de control biológico:

1. Colonización y establecimiento de los enemigos exóticos naturales liberados
2. Impacto de los enemigos naturales liberados
3. Evaluación económica, incluyendo las pérdidas actuales y potenciales por plaga meta y costo del programa de control biológico, que puede usarse para desarrollar una relación útil de costos/rendimiento

Este manual se dedicará a las dos primeras formas de evaluación.



Evaluando Resultados

Establecimiento de Enemigos Naturales

Introducción

A fin de que un programa de control biológico tenga éxito, los enemigos naturales deben establecerse. Los siguientes procedimientos de muestreo descritos en esta subsección le ayudarán a determinar si los enemigos naturales previamente liberados se han colonizado y establecido. Esta evaluación consistirá en la recolección y mantenimiento de un porcentaje de parasitación durante cierto plazo.

Equipo y Materiales

Para evaluar el establecimiento e impacto de enemigos naturales, usted necesitará el siguiente equipo y materiales:

- Una hoja de muestreo, 2 pies (60 cm) x 2 pies, de tela blanca
- Un bastón de muestreo, 12 " (30 cm) x 1½ " (3.8 cm), de madera
- Una brocha pequeña (aproximadamente de tamaño 0)
- Hielera y paquetes de gel congelada
- Dos contadores, cada uno de cuatro dígitos
- Un microscopio disecador y una fuente de luz
- Forceps
- Un contador de mano
- Una lupa manual de (10x de aumento)
- Cápsulas de gelatina calidad farmacéutica (tamaño 0)
- Tenaza podadora
- Muestra de ensayo
- Formularios para recopilar información
- Bolsas, grandes de plástico y de papel
- Formatos estándar de mesa

Evaluando la Colonización y el Establecimiento

Para determinar *la colonización* (desarrollo de una o más generaciones en el campo) y *el establecimiento* (habilidad de persistir durante por lo menos 3 años en el campo) de los enemigos naturales exóticos liberados, se han desarrollado métodos de recolección y muestreo para parásitos y depredadores. Estos procedimientos de muestreo también pueden utilizarse para determinar el despliegue de los enemigos naturales exóticos a diversas distancias del sitio de donde fueron liberados. Normalmente se utiliza en asociación con la medición de densidad de población de la CRH, pero puede utilizarse si únicamente se necesitan determinar la colonización, el establecimiento o el despliegue de una localización específica en el campo.

Recobrando Parásitos

Recoger parásitos sobre la CRH viva durante un período de tiempro, reflejará el porcentaje de su parasitación en el momento de la recolección. Le indicará la presencia o ausencia de parásitos (la colonización y el establecimiento), la relación de especies de parásitos recolectados y su abundancia. El porcentaje de parasitación puede ser calculado basándose en el número total de cochinillas vivas recolectadas.

Parásito Primario

El parásito primario es el parásito "bueno" que mata a la CRH al poner huevos dentro de la cochinilla. El huevo se transforma en una larva tipo oruga que se alimenta del interior, matando a la cochinilla. Estos mismos parásitos primarios también se alimentan de otras chochinillas, perforando el cuerpo de la CRH y alimentándose de sus fluidos corporales, lo que también provoca la muerte de la cochinilla. También existen en la naturaleza Hiperparásitos (parásitos secundarios). Estos son otras especies de parásitos que normalmente pueden localizarse en la fauna local, atacando a los parásitos primarios de la cochinilla nativa. Los hiperparásitos atacan a los parásitos primarios y se considera que son "los malos" parásitos (Nota: Hiperparásitos).

Ejecutando Muestreos para Establecer Porcentaje de Parasitación

Para determinar el porcentaje de parasitación, siga los pasos siguientes:

Paso 1: En las mismas parcelas de "estudio de campo" de donde recolectó muestras de plantas para los conteos de densidad de población de la CRH, recoja adicionalmente, al azar, por lo menos

cuatro ramas jóvenes infestadas; colóquelas dentro de una bolsa de papel, y etiquételas con "Porcentaje de Parasitación." Incluya la siguiente información:

- Nombre del recolector
- Fecha recogida
- Planta huésped
- Dirección (calle, número y nombre, condado, y estado)
- Nombre del propietario
- Records iniciales (deberá indicar el lugar de donde se tomó la muestra de la planta – incluya un mapa sencillo)

Recoja estas muestras **mensualmente** en el lugar del conteo de la densidad de población de la CRH.

Paso 2: Mantenga frescas las muestras colocándolas en una hielera portátil que contenga paquetes de gel congelada (bloque de hielo) y **no** permita que se expongan a temperaturas elevadas. **No las deje dentro de un carro cerrado.** Estos especímenes deben mantenerse vivos y enviarse al laboratorio para el período de desarrollo complementario.

Paso 3: En el laboratorio, saque las ramas de la bolsa de papel y comience a observarlas bajo el microscopio disecador. Con una brocha, cuidadosamente, separe las larvas en tardío segundo y tercer tardío, y en cochinillas adulto y colóquelas cada una dentro de una cápsula de gelatina (tamaño 0). De cada rama transfiera aproximadamente 25 individuos de CRH a una cápsula. Encapsule un total de 100 individuos de CRH por sitio de campo por fecha. Si la muestra contiene menos de 100 CRH y las cuatro muestras han sido procesadas, el número podrá ser bajo, pero representará el porcentaje relativo de parasitación con menos de 100 individuos. Usted podrá utilizar también las muestras de las ramas usadas para la densidad de población de la CRH, si necesita más individuos de la CRH. Coloque cada cápsula en una caja o bolsa de papel con una etiqueta indicando la localización específica y la fecha recolectada. Todas las momias sin agujeros de salida también deben ser encapsuladas y colocadas dentro de un contenedor separado (Nota: Hiperparasitación).

Paso 4: Mantenga las bolsas (o cartones) conteniendo la CRH encapsulada en gelatina, en el laboratorio bajo temperaturas controladas de 70 °F (21 °C) a 85 °F (30 °C) durante 30 días y luego examínelas bajo el microscopio disecador. Todas las CRH que fueron parasitadas normalmente tendrán emergencia de parásitos dentro de la cápsula. Anote la información de las cochinillas muestreadas, el número de parásitos por cápsula, las especies de parásitos

identificadas, y el sexo de todos los especímenes en las cápsulas sobre el **Formulario CRH-14 (Parte 1), Apéndice H,** por cada sitio de campo y por fecha de recolección.

Paso 5: Divida el número total de cochinillas vivas recolectadas y encapsuladas entre el número de cápsulas que contengan parásitos emergidos y multiplíquelo por 100 para calcular el porcentaje de parasitización. Si un hiperparásito emerge de la muestra, cuéntelo como si fuera una cápsula de CRH parasitada. Anote el resumen de los datos de campo sobre el **Formulario CRH-15**.

Divida el número de CRH parasitadas atacadas por una de las especies de parásitos entre el número total de CRH parasitadas y multiplíquelo por 100 para obtener el porcentaje presente de esa especie dentro del complejo de parásitos. Divida el número de cápsulas parasitadas por una especie entre el total de CRH parasitados y multiplique por 100 para obtener el porcentaje de parasitación por esa especie.

Recogiendo Rápidamente una Muestra para Establecer la "Presencia en el Campo" de los Parásitos

Utilizando una lupa manual (de 10x de aumento) examine las terminales de la planta huésped, buscando la presencia de oviposiciones viejas y/o nuevas y de cochinillas vivas. Otras plantas huésped pueden ser examinadas al observar bajo la lupa los frutos, así como las venas centrales de las hojas, y la corteza del árbol. Estados avanzados de parasitación de la CRH, las momias **Figura 3-16**), normalmente pueden ser vistos en asociación con las oviposiciones. Las momias tienen apariencia de color cafesoso, con cuerpos oblongos hinchados (como granitos de Rice Crispy). Si han emergido parásitos de la momia, se verá un agujero de salida sobre una punta de la momia. La momia es el esqueleto endurecido de la cochinilla que está hinchado, pero las patas usualmente pueden verse a través de la lupa. La presencia de estas momias y de los agujeros de salida es un indicador excelente que la CRH está siendo parasitada y que los parásitos están activos sobre el campo.

Monitoreo de Hiperparásitos

Los hiperparásitos son parásitos que atacan al parásito primario. Pueden encontrarse atacando otras especies de parásitos sobre otras especies de cochinilla del habitat local. A veces pueden atacar a la CRH y sus parásitos. Normalmente parasitan a los parásitos primarios en desarrollo avanzado, como en el estadío de la momia. A fin de determinar el impacto de estos hiperparásitos locales sobre el

parásito primario que están atacando la CRH, usted tendrá que establecer un sistema de monitoreo. Estos hiperparásitos pueden atacar al parásito primario dentro de la cochinilla en distintos estadíos de su desarrollo, pero muchos atacan la pupa del parásito primario. Todos los hiperparásitos emergerán de la momia de CRH, igual que los parásitos primarios. Por lo tanto, recoja todas las momias de CRH **sin agujeros de salida** que usted encuentre sobre las ramitas de su muestreo, para determinar el porcentaje de parasitación o la densidad de población de la CRH. Encapsule estas momias sin agujeros de salida, colóquelos en una bolsa separada de papel o dentro de un cartón, con una viñeta: muestra de "**% de HIPERPARASITACIÓN**".

Procedimiento de Muestreo para Porcentaje de Hiperparasitación:

Paso 1: Encapsule todas las momias de CRH (toda momia de cochinilla sin agujero de salida en el hibisco del muestreo) que usted encuentre al recolectar muestras para efectuar un conteo de densidad de población de la cochinilla y para determinar el porcentaje de parasitación. Recójalas de las ramitas del hibisco y guárdelas en otro, debidamente etiquetadas en cajas de cartón o bolsas de papel.

Paso 2: Una etiqueta adecuada deberá mencionar que es para el porcentaje de hiperparasitación, el nombre del recolector, la fecha de recolección, la dirección (calle, número y nombre, condado, estado), planta huésped, etc.

Paso 3: Manténgalas en el laboratorio bajo temperaturas controladas de 70 °F (21 °C) a 85 °F (30 °C). Examine y tome nota de estas cápsulas 30 días después de haberse encapsulado.

Paso 4: Tome nota del número individual de parásitos, especie, y sexo sobre el **Formulario CRH-16 (Parte 1), Apéndice H**. Si el hiperparásito no ha sido identificado o confirmado, mantenga cada parásito y momia de cochinilla dentro de la cápsula para su identificación posterior. Es posible que se necesite la confirmación de especie de la cochinilla y del parásito. De ser requerido, envíe la momia para identificación de la cochinilla y el hiperparásito al taxonomista adecuado para su identificación.

Recobrando Depredadores

Utilizando una Hoja de Muestreo

Los depredadores como la *Cryptolaemus montrouzieri* pueden ser muestreados utilizando una hoja que recoge adultos y larvas al caer de la planta huésped al ser sacudida suavemente con un bastón adecuado para el muestreo. En cada sitio de porcentaje de parasitación utilice una hoja de muestreo para establecer la presencia de depredadores tales como *Cryptolaemus*.

Paso 1: Coloque la hoja blanca de muestreo, de 2 pies (60 cm) x 2 pies, directamente bajo la mata de hibisco. Utilizando el bastón de 12" (30 cm) de largo x 1½" (3.8 cm) de diámetro, péguele a las ramas principales directamente arriba cuatro veces. Saque rápidamente la hoja de muestreo, haga un muestreo de las larvas y adultos y anote los resultados.

Paso 2: Limpie la hoja de muestreo volteándola debajo del hibisco muestreado, golpeándola suavemente con un bastón de muestreo para desalojar la basura e insectos.

Paso 3: Repita los **Pasos 1 y 2** tres veces más en diferentes sitios bajo matas o cercas, tomando un total de cuatro muestras por cada sitio.

Paso 4: Anote separadamente cada muestra sobre el **Formulario CRH-17**, incluyendo el total y el promedio por cada sitio.

Paso 5: Colóquele adecuadamente un distintivo a la tabla con el nombre del recolector, fecha de recolección, dirección y planta huésped, etc.



Evaluando Resultados

Impacto de Liberar los Enemigos Naturales

Introducción

Para determinar el impacto de liberar enemigos naturales exóticos de la CRH, se ha desarrollado un procedimiento que verificará un muestreo de la densidad de población de la CRH dentro de sitios de campo pre-seleccionados antes de liberar los enemigos naturales y en intervalos trimestrales (cada tres meses). Además, la densidad de población de los parásitos será monitoreada al calcular el porcentaje de parasitación, así como la densidad de población de los depredadores se llevará a cabo mediante el uso de la técnica de la hoja de muestreo. Los hibiscos han sido seleccionados como las plantas huésped estándar para muestreos, y todas las técnicas de muestreo discutidas en ese manual aplican a los hibiscos. Otras plantas huésped pueden ser muestreadas, pero las técnicas de muestreo específicas deberán ser modificadas para uso sobre la planta y para el comportamiento de la CRH en esas plantas huésped.

Seleccionando un Sitio para Estudio en el Campo

Las propiedades residenciales usualmente son el mejor sitio donde usted puede tener contacto con el propietario cuando sea necesario. Las propiedades hoteleras normalmente utilizan a intervalos una gama amplia de pesticidas y tal vez no sean apropiadas para los primers ensayos de campo. Estas propiedades hoteleras a menudo también están sometidas a varios niveles de administración, lo que dificulta la comunicación.

Paso 1: Seleccione parras de hibisco **moderadamente** infestadas con CRH (plantas severamente infestadas pueden estar muriendo y es posible que no se recuperen y mueran). Por ejemplo, usted podría seleccionar una parra grande de 4–6 pies (1–2 m) de alto y 2–4 pies (0.6–1 m) de ancho, o varias parras de una cerca.

Paso 2: Consiga que el dueño acceda a **no aplicar ningún pesticida** a la planta huésped ni cerca del lugar de estudio y que **no pode las plantas.** El dueño también permitirá a los trabajadores que poden las plantas cuando sea necesario, lo que pudiera ser mensualmente. Este procedimiento hará necesario que los trabajadores entren a la propiedad con regularidad con el permiso del dueño.

Recolectando Muestras

Paso 1: Al centro de la cerca (superficie exterior) o sobre una planta única, recolecte una terminal de rama jóven al azar, cortándola a 6 pulgadas de la porción leñosa de la rama.

Paso 2: Repita este procedimiento tres veces más sobre la misma planta única o cada 2 pies a lo largo de la cerca, para obtener una muestra representativa. Recoja un total de cuatro puntas por cada planta única o por cerca del sitio de campo.

Paso 3: Coloque cada punta en una bolsa de papel individual, ciérrelo y póngale una etiqueta con la siguiente información:

- Nombre del recolector
- Fecha recogida
- Planta huésped
- Dirección (calle, número, nombre, país, estado y nombre del propietario si lo tiene)

Tome una fotografía (usando película diapositiva) para documentar el sitio y la condición de la planta antes de liberar los bichos del programa. Ponga etiqueta y fecha a la diapositiva y guárdela en un álbum para diapositivas. Ate una cinta de color a una rama grande de la planta, a fin de que quede marcada la planta muestreada para referencia futura.

Paso 4: Mantenga la muestra en un lugar fresco o dentro de una hielera portátil con bloques de gel congelada (hielo empacado) hasta que pueda ser examinada en un laboratorio. **No deje las muestras en un vehículo con ventanas cerradas,** pues las temperaturas elevadas pueden dañar los especímenes.

Paso 5: Saque las muestras de la bolsa al estar en el laboratorio. Cuidadosamente mida 6 pulgadas de la punta final de cada muestra, córtela y bote la ramita sobrante.

Paso 6: Examine cada terminal de rama bajo el microscopio desicador, trabajando hacia arriba desde la base. Dando vuelta suavemente a la terninal de rama, cuente y recoja todos los ovisacos necesarios. Examine los ovisacos para determinar la presencia o ausencia de huevos o rastreadores. Pueda que usted necesite remover y examinar separadamente las hojas y algunas ramitas más pequeñas. Cuente y haga una nota de todos las larvas de segundo y tercer estadio, adultos y hembras, larvas predaceous y adultos (*Cryptolaemus* sp., *Scymnus* sp., y *Chrysoperla* sp.) y momias (cochinillas parasitadas), anotando las que contengan agujeros de salida y los no emergidos. Utilice el

Formulario CRH-18 (Apéndice H) para recopilar los datos. Los contadores de mesa son muy útiles para este propósito, con cada banco provisto de etiqueta con el nombre del estadío larvario que se está contando. Una pinza, una cánula y una brocha pequeña, son implementos que serán muy útiles durante este proceso.

Paso 7: Utilice el **Formulario CRH-19** para resumir los conteos de densidad de población de la CRH.

Paso 8: Limpie la mesa de conteo antes de proceder al próximo conteo.

Paso 9: Recoja muestras trimestrales (cada tres meses) para el monitoreo de la densidad de población de la CRH en los sitios de estudio en el campo, y como sea necesario, en otros sitios.

Apéndices

Evaluando Resultados



Apéndice A

Plantas Huésped de la Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH)

Los huéspedes que han sido identificados como dañados por poblaciones de la CRH han sido provistos de un número al final del nombre científico. Pueda o no que sean huéspedes económicos. Este número corresponde a la referencia en que, en el huésped se observaron poblaciones de gran número de cochinillas rosadas, cuya referencia se proporciona después de la lista de huéspedes (Stibick, 1997; Chang and Miller, 1996).

Cualquier prospección local deberá tomar en cuenta, no sólo la lista proporcionada aquí, sino también las especies de plantas locales que pudieran resultar ser huéspedes. Ya que la CRH manifiesta aparentes preferencias en plantas huésped según su localización, tal vez sería conveniente elaborar una lista local de preferencia de huéspedes, como reflejo de los cambios en habitat, ambiente e interacción con la flora-fauna-depredatores-parásitos del complejo local. En la búsqueda de huéspedes locales preferidos y diversos otros, esta lista deberá basarse sobre muestreos locales realizados, tomando la lista adjunta únicamente como guía.

Notas

1. Algunos huéspedes que se han reportado como atacados sobre sus raíces (patatas, maní, frijoles, algodón, algunas gramíneas).
2. Los síntomas pueden variar de acuerdo al huésped (Vea Biología).
3. Al revisar esta lista, tenga presente que la literatura puede tener identificaciones equívocas de la CRH.

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Abelmoschus esculentus [1]	Okra	Mani, 1989
Aberia sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Abutilon theophrasti (=*avicennae*)	Yute de la China	Hall, 1921
Acacia sp.	Acacias	Williams, 1986

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Acacia nilotica (=arabica)[2]	Babul(I)	Hall, 1921
Acacia farnesiana	Aromo macho, cachito, carbonero, espinal	Hall, 1921
Acalypha sp.	Acalifas	Mani, 1989
Acalypha hispida [3]	Acalifa (Cat's tail(I))	Anon., 1996
Acalypha indica	Indian nettle(I)	Hall, 1921
Acalypha marginata	N/A	Hall, 1921
Acanthus ilicifolius	N/A	Mani, 1989
Achyranthes indica	Chile de perro, rabo, de ratón	Anon., 1996
Aegle marmelos	Bael(I)	Anon., 1996
Aglaonema sp.	Silver Queen(I)	Anon., 1996
Albizia caribaea [3]	Conacaste blanco	Persad, 1995
Albizia lebbek[2]	Lebbekh(I)	Williams, 1986
Albizia niopoides [5]	Tantakayo(I)	Chang & Miller, 1996
Albizia saman (=Samanea saman)[3]	Arbol de la lluvia	Anon., 1996
Allamanda sp.	Allamanda(I)	Anon., 1996
Allamanda cathartica	Yellow buttercup(I)	Anon., 1996
Alocasia cucullata	Heart shae dasheen(I)	Anon., 1996
Alpinia spp.[3]	Zingibeláceas	Anon., 1996
Althaea sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Amaranthus sp.	Bhagi, pigweed	Anon., 1996
Annona spp.[5]	Atemoya(I)	Williams, 1986
Annona cherimolia	Cherimoya	Hall, 1921
Annona muricata [3]	Guanaba	Williams, 1986
Annona reticulata [3]	Anona, mamón	Williams, 1986
Annona squamosa [3]	Anona blanca, atemoya	Mani, 1989
Anthurium andraeanum [3]	Anthurium(I)	Anon., 1996
Arachis hypogaea	Mani	Mani, 1989
Aralia sp.[3]	Angelica(I)	Williams, 1986
Artocarpus altilis [3]	Pana, ulu	Anon., 1996
Artocarpus communis [3]	Arbol del pan	Anon., 1996
Asparagus sp.[3]	Esparraguera	Anon., 1996
Asparagus densiflorus	Rice Fern (I)	Anon., 1996
Asparagus officinalis	Espárrago	Chang & Miller, 1996
Asparagus setaceus	Bridel fern(I)	Anon., 1996
Averrhoa carambola [3]	Carambola	Anon., 1996
Azadirachta indica	Neem	Williams, 1986
Basella alba [3]	Espinaca blanca	Anon., 1996
Bauhinia sp.	Un frijol	Mani, 1989

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Bauhinia acuminata	N/A	Hall, 1921
Bauhinia forficata pruinosa [2] = *candicans*)	Bauhinia, Pata de vaca	Hall, 1921
Bauhinia racemosa	N/A	Hall, 1921
Bauhinia vahlii	N/A	Hall, 1921
Bauhinia variegata [2,3]	Orchid tree(I)	Anon., 1996
Begonia sp.	Begonia	Anon., 1996
Beta vulgaris [3]	Remolacha	Anon., 1996
Bidens pilesa	Rosilla grande	Anon., 1996
Bignonia sp.	N/A	Williams, 1986
Blighia sapida	Akea	Anon., 1996
Boehmeria nivea [4]	Ramio blanco	Mani, 1989
Bougainvillea spp.	Buganvilla	Anon., 1996
Bougainvillea spectabilis	N/A	Hall, 1921
Brassaia actinophylla	Octopus tree(I)	Anon., 1996
Caesalpinia coriaria [3]	Dividivi	Anon., 1996
Caesalpinia decapetala (=*sepiaria*)	N/A	Hall, 1921
Caesalpinia pulcherrima	Pride of Barbados, Paradise flower(I)	Anon., 1996
Cajanus cajan (Syn.=*C. indicus*)[3]	Guandul, arveja de Angola	Anon., 1996
Cajanus indicus [2]	" "	Mani, 1989
Calliandra sp.	Powder puff(I)	Anon., 1996
Cananga odorata [3]	Ilang-Ilang	Persad, 1995
Callistemon sp.	Bottle brush tree(I)	Anon., 1996
Capsicum sp.	Pimiento sazonador	Anon., 1996
Capsicum annum [3]	Pimiento dulce	Anon., 1996
Capsicum fructescens [1]	Chile	Anon., 1996
Carica papaya [3]	Papaya	Anon., 1996
Carissa acuminata	N/A	Hall, 1921
Carissa macrocarpa (=*grandiflora*)	Ciruela natal	Hall, 1921
Carissa ovata	N/A	Hall, 1921
Cassia spp.	N/A	Hall, 1921
Cassia glauca	N/A	Hall, 1921
Cassia renigera	N/A	Hall, 1921
Casuarina sp.	Casuarina	Anon., 1996
Catharanthus roseus	Old maid(I)	Anon., 1996
Ceiba pentandra	Kapok(I)	Williams, 1986
Celosia cristata	Cresta de gallo	Anon., 1996
Ceratonia siliqua [2]	Algarroba	Hall, 1921
Cestrum nocturnum [3]	Huele de noche	Anon., 1996

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Chaleas paniculata [3]	Sweet lime	Anon., 1996
Chenopodium album	Chuela, cenizo blanco	
Chrysanthemum sp.	N/A	Ezzat, 1958
Chrysanthemum coronarium	Ojo de buey, mirabel	Chang & Miller, 1996
Chrysothemis pulchella	Generiad(I)	Chang & Miller, 1996
Cissus verticillata	Snake vine(I)	Anon., 1996
Citrus spp.[3]	Todos los citrus spp	Maui, 1989; Anon., 1996
Citrus aurantifolia	Limón	Williams, 1985
Citrus aurantium (=*bigarradia*)	Naranja agria	Hall, 1921
Citrus medica	Cidrero	Hall, 1921
Citrus paradisi	Toronja, pomelo	Williams, 1986
Citrus reticulata (=*nobilis*)	Naranjo mandarina	Hall, 1921
Citrus sinensis	Naranjo dulce	Hall, 1921
Clerodendron infortunatum	N/A	Maui, 1989
Clerodendrum aculeatum	Botón de oro	Anon., 1996
Clitoria ternatea	Conchita	Mani, 1989
Coccoloba uvifera [3]	Uvero de playa	Anon., 1996
Cocos nucifera	Coco	Anon., 1996
Codiaeum spp.	Croton	Anon., 1996
Codiaeum spp.[3]	Croton(I)	Persad, 1995
Coffea spp.	Cafetos	Mani, 1989; Anon., 1996
Coffea arabica	Cafeto arábico	Williams, 1989
Colocasia esculenta	Corco (coco)	Anon., 1996
Colubrina arborescens [3]	Mauby(I)	Anon., 1996
Corchorus sp.	Yutes	Mani, 1989
Corchorus olitorius	Yute de fruto alargado	Hall, 1921
Cordia curassavica [3]	Black sage(I)	Anon., 1996
Cordyline terminalis	Cordyline(I)	
Cosmos spp.[3]	Tostones	Anon., 1996
Couroupita guianensis [3]	Tejecote	Anon., 1996
Crataegus spp.	Hawthorn	Hall, 1921
Crescentia cujete	Calabaza	Anon., 1996
Croton sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Croton flavens [3]	Ibacan	Anon., 1996
Cucumis sativus [3]	Pepino ensalada	Anon., 1996
Cucurbita maxima [3]	Zapayo, calabaza redonda	Anon., 1996
Cucurbita moschata	Calabaza moscada	Chang & Miller, 1996
Cucurbita pepo [3]	Zuchinni, calabaza	Anon., 1996

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Cydonia (=*Pyrus*) *oblonga*	Membrillero, membrillo	Hall, 1921
Cynara scolymus	Alcachofa	Hall, 1921
Cyperus sp.	Sedges(I)	Anon., 1996
Dahlia sp.	Una gramínea	Chang & Miller, 1996
Daradixa sp.	N/A	Hall, 1921
Datura spp.	Datura	Chang & Miller, 1996
Daucus carota [3]	Azahoria, zanahoria, Silvestre	Anon., 1996
Delonix (=*Poinciana*) *regia*	Arbol de fuego	Hall, 1921
Dendrobium cultivars	Orquídea	Persad, 1995
Dieffenbachia spp.	Dieffenbachia	Anon., 1996
Dioscorea spp.	Camote (Name de China)	Anon., 1996
Diospyros kaki	Caqui del Japón	Hall, 1921
Dizygotheca elegantissima	N/A(False aralia (I))	Anon., 1996
Dracaena sp.	Dracaena	Anon., 1996
Duranta sp.	Verbenácea	Williams, 1986
Duranta plumieri	N/A	Hall, 1921
Duranta repens [3]	Duranta	Anon., 1996
Elaeagnus sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Emilia spp.	Una mala hierba	Anon., 1996
Equisetum arvense	Cola de caballo del campo	Anon., 1996
Eranthemum pulchellum (=*nervosum*)	N/A	Anon., 1996
Eriobotrya japonica	Níspero del Japón	Hall, 192[3]
Erthrina variegata	Variegated immortelle(I)	Anon., 1996
Ervatamia coronaria	Chamelie(I)	Anon., 1996
Eryngium foetidum	Ciencabeza, cilantrón	Anon., 1996
Erythrina sp.	Un frijol	Mani, 1989
Erythrina corallodendron [2]	N/A	Hall, 1921
Erythrina crista-galli [2]	N/A	Hall, 1921
Erythrina resinifera [2]	N/A	Hall, 1921
Erythrina speciosa (=*reticulata*)[2]	N/A	Hall, 1921
Erythrina stricta (=indica)[2]	N/A	Hall, 1921
Erythrina variegata [1]	Variegated immortelle	Mani, 1989
Erythrina vespertilio [2]	N/A	Hall, 1921
Erythroxylum sp.	Coca	Williams, 1989
Eugenia spp.[3]	Wax apple(I)	Anon., 1996
*Eugenia jambolana*Java	Ciruelo de Java	Mani, 1989
Eugenia malaccensis	Manzano de Aotiti	Anon., 1996
Euphorbia spp.	Milkweed(I)	Anon., 1996
Euphorbia pulcherrima	Pascua	Anon., 1996

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Ficus benghalensis	Indian banyan(I)	Williams, 1986
Ficus benjamin	Banyan tree(I)	Anon., 1996
Ficus benjamina (=*nitida*)	Weeping fig(I)	Hall, 1921
Ficus carica	Higuera	Hall, 1921
Ficus cunia	N/A	Mani, 1989
Ficus elastica	Higuera cauchera	Hall, 1921
Ficus indica	N/A	Mani, 1989
Ficus laurifolia	N/A	Ezzat, 1958
Ficus platyphylla	N/A	Hall, 1921
Ficus religiosa	Laurel de la India	Mani, 1989
Ficus sycomorus	Sycamore fig(I)	Hall, 1921
Ficus virens (=*infectoria*)	N/A	Hall, 1921
Flacourtia indica	Series (Jamaican plum)	Anon., 1996
Gerbera sp.	Gerbera(I)	Anon., 1996
Glycine max [3]	Soya	Williams, 1985
Glyricidia sepium [3]	Glyricidia(I)	Anon., 1996
Gossypium sp.[2]	Un algodón	Williams, 1985
Gossypium arboreum	Algodón de árbol	Mani, 1989
Gossypium herbaceum	Levant cotton(I)	Mani, 1989
Grevillea robusta [2]	Silk-oak(I)	Mani, 1989
Grewia sp.	N/A	Williams, 1986
Haldina cordifolia	N/A	Chang & Miller, 1996
Hamelia sp.	N/A	Anon., 1996
Heliconia spp.[3]	Heliconia	Anon., 1996
Hibiscus spp.	Un hibisco	Mani, 1989
Hibiscus acetosella	N/A	Mani, 1989
Hibiscus boryanus	N/A	Williams, 1986
Hibiscus cannabinus [2,4]	Kenaf	Mani, 1989
Hibiscus elatus [3]	Blue mahoe(I)	Anon., 1996
Hibiscus esculentus [2,3]	Okra	Williams, 1986
Hibiscus manihot	N/A	Chang & Miller, 1996
Hibiscus mutabilis [2]	Majagua	Mani, 1989
Hibiscus rosa-sinensis [2,3]	Rosa de la China	Mani, 1989
Hibiscus sabdariffa [4]	Rosella	Mani, 1989
H. sabdariffa var. *altissimus* [1]	Rosella	
H. sabdariffa var. *sabdariffa* [3]	Acedera	Anon., 1996
Hibiscus schizopetalus [2]	Liria	Williams, 1986
Hibiscus surattensis	N/A	Williams, 1986
Hibiscus syriacus [2]	Malvavisco de mata	Hall, 1921
Hibiscus tiliaceus	Majagua	Chang & Miller, 1996

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Holmskia sanguinea [3]	Chinese hat(I)	Anon., 1996
Inga sp.	N/A	Hall, 1921
Ipomoea sp.	Gloria de la mañana	Anon., 1996
Ipomoea batatas [3]	Camote, batata	Anon., 1996
Ixora spp.[3]	Ixora	Anon., 1996
*Jacaranda mimosifolia*Jac	Jacaranda	Hall, 1921
Jasminum sp.	Lady of the night(I)	Anon., 1996
Jasminum sp.	Jasmín	Anon., 1996
Jasminum sambac	Jasmín de Arabia	Mani, 1989
Kalanchoe spp.	Wonder of the world(I)	Anon., 1996
Kigelia spp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Lactuca sativa [3]	Lechuga	Anon., 1996
Lagerstroemia speciosa [3]	Queen of flowers	Anon., 1996
Lantana camara	Lantana (cuasquito)	Anon., 1996
Laportea aestuans	Fleuria	Anon., 1996
Leonotis nepetifolia [3]	Molinillo	Anon., 1996
Leuceana glauca [3]	Barba de león	Anon., 1996
Lighia sapida	Ackee(I)	Anon., 1996
Lycopersicon esculentum[3]	Tomate	Anon., 1996
Malpighia glabra (=punicifolia)[3]	Acerola	Anon., 1996
Malvaviscus arboreus	N/A	Hall, 1921
Mangifera indica [3]	Mango	Mani, 1989
Manihot esculenta	Cazabe, yuca	Williams, 1986
Manilkara zapota [3]	Sapodilla chicle, níspero	Anon., 1996
Medicago sativa	Alfalfa	Williams, 1986
Melia azederach	Paraiso, jacinta	Hall, 1921
Melicocca bijugatus (=*bijuga*)[3]	Mamón, guayo	Anon., 1996
Miconia cornifolia [3]	Mal estomac(I)	Anon., 1996
Mikania cordata	A hempweed(I)	Mani, 1989
Mimosa pudica	Vergonzosa	Anon., 1996
Mimosa rubicaulis[4]	N/A	Ghose, 1972
Morus sp.[4]	Morera	Williams, 1986
Morus alba [2]	Morera blanca	Mani, 1989
Morus nigra	Morera negra	Hall, 1921
Murraya exotica	Boj americano	Anon., 1996
Murraya koenigii	Curry leaf(I)	Anon., 1996
Murraya paniculata [1]	Lima dulce	Chang & Miller, 1996
Musa spp.[3]	Guineo, plátano	Williams, 1985
Mussaenda spp.[3]	Mussaenda	Anon., 1996
Myrtus communis	Arrayán, mirto común	Hall, 1921

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Nephrolepis biserrata furcans	Helecho Fish tail(I)	Anon., 1996
Nephrolepis exaltata	Helecho de Boston	Anon., 1996
Nerium odorum	Una adelfa	Mani, 1989
Nerium oleander	Adelfa	Anon., 1996
Opuntia sp.	Nopal, higuera de las Indias	Ezzat, 1958
Pachystachys lutea	Shrimp plant(I)	Anon., 1996
Paritium sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Parkinsonia sp.	Un frijol	Williams, 1985
Parkinsonia aculeata[2]	Haba de burro	Mani, 1989
Parthenium hysterophorus[3]	Cicutilla	Williams, 1985
Passiflora edulis var. *edulis* [3]	Granadilla	Anon., 1996
Passiflora granadilla	Granadilla	Anon., 1996
Passiflora quadrangularis	Maracuya grande	Hall, 1921
Pavonia sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Peperomia pellucida	Garrapatilla	Chang & Miller, 1996
Pereskia bleo	African rose(I)	Anon., 1996
Persea americana[3]	Aguacate	Anon., 1996
Petiveria alliacea [3]	Gallinita	Anon., 1996
Petrea arborea [3]	Caballo	Anon., 1996
Phaseolus mungo	Judía de Mungo	Chang & Miller, 1996
Phaseolus vulgaris[3]	Judía enana (ejote)	Anon., 1996
Philodendron spp.	Philodendron	Anon., 1996
Phoenix dactylifera	Palmera datilera	Hall, 1921
Phoenix sylvestris	Datilera silvestre	Mani, 1989
Phyllanthus acidus [3]	Grosella india	Anon., 1996
Prunus persica	Melocotonero	Hall, 1921
Psidium guajava [2,]	Guavaba	Mani, 1989
Punica granatum	Granado	Williams, 1986
Pyrus communis	Peral	Hall, 1921
Quisqualis sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Rhoeo sp.	Boundary plant(I)	Anon., 1996
Ricinus communis	Ricino	Hall, 1921
Rivinia humilis [3]	Achiotillo, carmía	Anon., 1996
Robinia pseudoacacia [2]	Robinia	Mani, 1989
Rosa spp.	Rosal	Anon., 1996
Russellia equisetifolia [3]	Antigua heath (I)	Anon., 1996
Saccharum officinarum	Cana de azúcar	Mani, 1989
Salix sp.	Sauce	Chang & Miller, 1996
Schefflera sp.	Scheflera	Anon., 1996
Schefflera actinophylla	Scheflera (Queensland)	Chang & Miller, 1996

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Schefflera elegantissima	False aralia(I)	Chang & Miller, 1996
Schinus molle	Pimiento, piru	Hall, 1921
Schinus terebenthifolius	Pimiento de Brasil	Hall, 1921
Sciadophyllum pulchrum	N/A	Hall, 1921
Scindapsus aureus	Devil's ivy(I)	Anon., 1996
Scoparia dulcis	Escobilla amarga	Anon., 1996
Senna italica	N/A	Chang & Miller, 1996
Senna obtusifolia [3]	Wild senna(I)	Anon., 1996
Senna siamea	Cassia(I)	Mani, 1989
Senna sulfurea	N/A	Chang & Miller, 1996
Sesbania sesban (=*aegyptiaca*)	N/A	Hall, 1921
Sida acuta	Malva de platanillo	Williams, 1985
Solanum aethiopicum	N/A	Williams, 1986
Solanum bicolor	Una ornamental	Anon., 1996
Solanum melongena	Berenjena	Anon., 1996
Solanum tuberosum	Papa, patata	Hall, 1921
Spondias chili	Ciruelo	Chang & Miller, 1996
Spondias cytherea (=*dulcis*)	Jobo	Mani, 1989
Spondias mombin [3]	Jobo amarillo, ciruelo	Williams, 1986
Spondias purpurea [3]	Jobo rojo, ciruelo	Anon., 1996
S. purpurea var. *lutea* [3]	Ciruelo	Anon., 1996
Stachytarpheta jamaicensis	Verbena	Anon., 1996
Symedrella nodiflora	Synedrella Cerbatana	Anon., 1996
Syngoniun podophyllum	Pico de guara	Anon., 1996
Syzygium cumini [3]	Ciruelo de Java	Anon., 1996
Syzygium malaccense [3]	French cashew(I)	Anon., 1996
Tabebuia sp.	Poui(I)	Anon., 1996
Tabebuia heterophylla [3]	White cedar(I)	Anon., 1996
Tabernaemontana divaricata	Chamelie(I)	Chang & Miller, 1996
Tamarindus indica	Tamarindo	Anon., 1996
Tecoma capensis [3]	N/A	Hall, 1921
Tecoma grandiflora	N/A	Mani, 1989
Tecoma stans	Tronadora	Hall, 1921
Tectona grandis [3]	Teca	Williams, 1986
Templetonia sp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Terminalia spp.	N/A	Chang & Miller, 1996
Terminalia catappa	Almendro tropical	Williams, 1986
Terminalia mantaly	N/A	Williams, 1986
Theobroma cacao [3]	Cacao	Anon., 1996
Thunbergia erecta	Thunbergia(I)	Anon., 1996

TABLA A-1: Nombres Comunes y Científicos de la Huéspeds de CRH (continued)

Nombre Científico	Nombre Común	Referencia
Tithonia urticifolia	N/A	Williams, 1986
Vigna unguiculata [3]	Frijol de vaca, caupi	Anon., 1996
Vinca minor	Hierba doncella menor	Chang & Miller, 1996
Vitis vinifera[3]	Vid, uva	Mani, 1989
Xanthosoma spp.	Tannia, malanga	Anon., 1996
Zea mays	Maíz	Ezzat, 1958
Zizyphus sp.	N/A	Mani, 1989
Zizyphus jujuba (=*vulgaris*)[2]	Jijube	Hall, 1921
Zizyphus mauritiana [3]	Jujube	Anon., 1996
Zizyphus mucronata	N/A	Williams, 1986
Zizyphus spina-christi [2]	N/A	Hall, 1921

1. Chang & Miller, 1996
2. Hall, 1921
3. Persad, 1995
4. Ghose, 1972
5. Hall, 1926

Huéspedes conocidos únicamente por su nombre común o designación indefinida

TABLA A-2: Anfitriones Sabidos Solamente por Nombre Común o la Designación Vaga

Nombre Común	Referencia
Orengo thyme	Anon., 1996
Pon-pom	Anon., 1996
Palm (Familia-Palmae)	Anon., 1996
Numerosas malas hierbas gramíneas	Anon., 1996
Numerosas malas hierbas leguminosas	Anon., 1996



Apéndice B

Distribución Geográfica de la CRH

Cochinilla Rosado del Hibisco
Maconellicoccus hirsutus (Green)
Distribución Del Mundo

Países e islas infestados
(● and ○)

FIGURA B-1: Distribución Mundial de la Cochinilla Rosada del Hibisco (Mapa No. 100 de los Mapas de Distribución de Diciembre 1987, del C-A-B International Institute of Entomology)

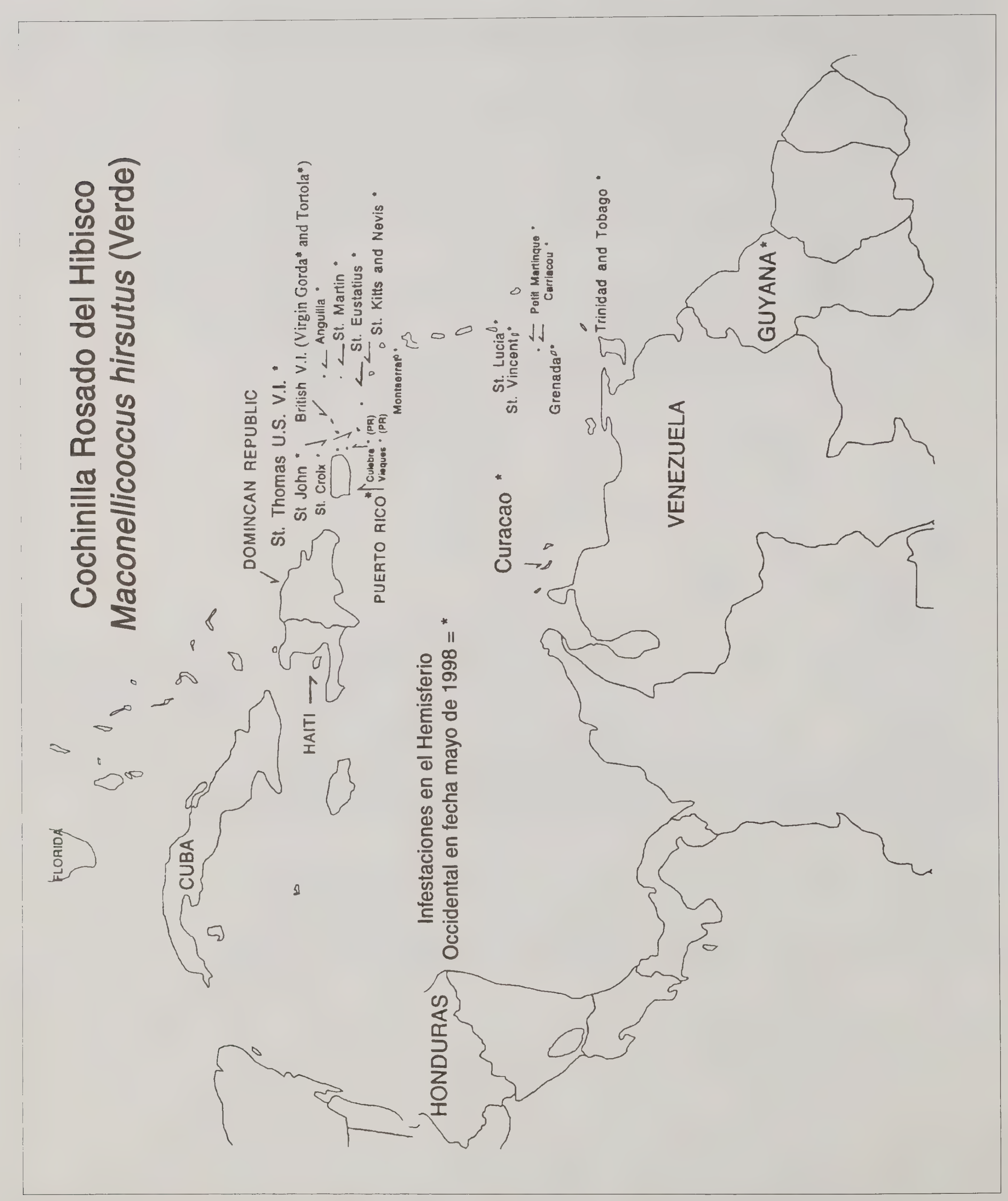


FIGURA B-2: Infestaciones de Cochinilla Rosada del Hibisco en el Hemisferio Occidental

Países Conocidos como Infestados por la Cochinilla Rosada del Hibisco

África

Benin
Burkina Faso
Cameroon
Central African Republic
Chad
Congo
Costa de Marfil
Egipto
Kenya
Liberia
Niger
Nigeria
Senegal
Seychelles
Somalia
Sudan
Tanzania
Zaire

Asia

Islas Andaman
Bangladesh
Brunei
Burma
China
Hong Kong
India
- ◆ Andhra Pradesh
- ◆ Assam
- ◆ Bihar
- ◆ Delhi
- ◆ Karnataka
- ◆ Kerala
- ◆ Madhya Pradesh
- ◆ Maharashtra
- ◆ Orissa
- ◆ Punjab
- ◆ Tamil Nadu
- ◆ Tripura
- ◆ Uttar Pradesh
- ◆ Bengal Oeste

Indonesia
- ◆ Java
- ◆ Sumatra
- ◆ Salawesi

Kampuchea
Laos
Malaysia
- ◆ Malaya

Islas Maldivas
Nepal
Oman
Paquistán
Filipinas
Saudi Arabia
Sri Lanka
Taiwan
Tailandia
Emiratos Arabes Unidos
Republica del Yemen

Australasia/ Islas del Pacífico

Australia
- ◆ Territorio del Norte
- ◆ Queensland
- ◆ Western Australia
- ◆ Somalia Occidental

Papua Nueva Guinea

Caribe

Anguila
Islas Vírgenes (R.U.)
- ◆ Virgen Gorda

Grenada
Montserrat
Antillas Holandesas
- ◆ Curacao
- ◆ San Eustatius
- ◆ San Maarten

St. Kitts y Nevis
Santa Lucía
San Vicente y las Grenadinas
- ◆ San Vicente

Trinidad y Tobago
Territorios de los EE.UU.
- ◆ Puerto Rico
  - ❖ Culebra
  - ❖ Vieques

Islas Vírgenes
- ◆ San Croix
- ◆ San John
- ◆ Santo Tomás

Norteamérica

Estados Unidos
- ◆ Hawaii

Sur América

Guyana

FIGURA B-3: Países Conocidos como inFemstados por la Cochinilla Rosada del Hibisco



Apéndice C

Enemigos Naturales que según Reportes Atacan a la Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH)

Numerosos enemigos naturales para el control de la CRH en el Caribe han sido reportados en la literatura y están bajo consideración para su importación y liberación al campo. A continuación una lista de estos enemigos naturales (Stibick, 1997):

Parásitos

Parásitos Himenópteros

Alamella flava (Encyrtidae) (Mani, 1989)
De la India. De importancia menor. (Mani, et al., 1987).

Allotropa citri (Platygasteridae) (Mani, 1989)
De la India.

Allotropa* sp. nr. *japonica (Platygasteridae) (Mani, 1989)
De la India. De importancia menor. (Mani, et al., 1987).

***Anagyrus* sp.** (Encyrtidae) (Mani, 1989)
De la India. Se ha determinado que parasita un 19-37% de las cochinillas sobre culivos fibrosos. (Mani, 1989)

***Anagyrus* sp.** (Encyrtidae) (Beardsley, 1985)
De Hawaii. Menos abundante que *A. kamali*, con la cual se le asocia.

Anagyrus agraensis (Encyrtidae) (Cross & Noyes, 1995)
De la Región Oriental. Afines a *A. dactylopii* y a *A. kamali.*

Anagyrus dactylopii (Encyrtidae) (Mani, 1989)
Un parasitoide de Hong Kong (Noyes & Hayet, 1994) introducido a la India procedente del Brazil en 1984 para el control de la cochinilla *Planococcus citri* (Mani, 1994). Se determinó que parasita hasta un 70% del tercer estadío larvario y a la hembra adulto de la cochinilla del hibisco sobre uvas. Una generación se completa en aproximadamente 15 días. Dichlorvos aparentemente no es tóxico para este parasitoide (Mani, 1989) Está disponible en los EE.UU. (Acosta, 1996).

Anagyrus fusciventris (Encyrtidae) (Noyes & Hayat, 1994)
Un parasitoide de Australia/New Zelanda, introducido a Hawaii, a California, a la Florida, a las Bermudas, a Trinidad, a Puerto Rico, a Ghana, a Italia y a Israel para controlar varias cochinillas (pero no a la cochinilla del hibisco). Puede haber sido introducido a Hong Kong, donde se crió una especie de la cochinilla del hibisco sobre una Adelfa.

Anagyrus greeni (Encyrtidae) (Mani, 1989)

De la India.

Anagyrus kamali (Encyrtidae) (Mani, 1989)

De Java. Introducido a Egipto y pudo haber causado la disminución de la población de la cochinilla del hibisco que se encontraba parasitada en un 66 al 100%. En muchos lugares las cochinillas desaparecieron por completo (Mani, 1989). Accidentalmente fue introducida al Hawaii (Beardsley, 1985).

Anagyrus mirzai (Encyrtidae) (Noyes & Hayat, 1994)
De la India. No es muy conocido como un parasitoide de esta cochinilla.

Anagyrus pseudococci (Encyrtidae) (Noyes & Hayat, 1994)
De Egipto, Saudi Arabia.

***Aphelinus* sp.** (Aphelinidae) (Mani, 1989)
De la India.

Chartocerus* sp. nr. *walkeri (Signiphoridae) (Mani, 1989)
De la India. De menor importancia (Mani, et al, 1987).

***Cheiloneurus* sp.** (Encyrtidae) (Mani, 1989)
De la India.

Erioporus aphelinoides (Aphelinidae) (Mani, 1989)
De la India.

Gyranusoidea mirzai (Encyrtidae) (Mani, 1989)
De la India. De menor importancia (Mani, et al., 1987)

Leptomastix phenacocci (Encyrtidae) (Mani, 1989)
De Java. Fue introducido a Egipto, pero puede ser hiperparasitado por *Achrysopophagus javanicus, A. Annulatus* y por *Eriaporus aphelinoides*. (Mani, 1989)

***Leptopilina* sp.** (Eucoilidae) (Mani, 1989)
De la India. De menor importancia (Mani, et al., 1987).

***Prochiloneurus* (=*Achrysopophagus*) sp.** (Encyrtidae) (Mani, 1989)
De la India. Junto con Anagyrus kamali dícese obtener resultados extraordinarios en el control de la cochinilla. (Mani, 1989)

Phanerotoma dentata (Braconidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Procheiloneurus annulatus (Encyrtidae) (Noyes & Hayat, 1994)
De Indonesia.

Procheiloneurus javanicus (Encyrtidae) (Noyes & Hayat, 1994)
De Indonesia.

Rhopus longiclavatus (Encyrtidae) (Noyes & Hayat, 1994)
De la India. Eventualmente podría determinarse como sinónimo de *R. nigriclavus* (no contenido en esta lista).

Depredadores

Depredadores Coleópteros

Brumus suturalis (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India.

***Chrysopa* sp.** (Coccinellidae) (Mani, et al., 1987)
De la India. Tres especies de este género están disponibles en los EE.UU. (Hunter, 1994).

Chrysopa scelestes (Coccinellidae) (Rao, et al., 1984)
De la India.

Cryptolaemus affinis (Coccinellidae) (Greve & Ismay, 1983)
De Papua New Guinea.

Cryptolaemus montrouzieri (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De Francia. Este depredador no fue eficiente en Egipto, probablemente debido a su mala invernada, pero obtuvo resultados en la India, en viñedos, a razón de 1000/Ha. A 1500 por acre, obtuvo control efectivo a los 75 días. Las larvas del depredador pueden devorar hasta 1500 ninfas de la cochinilla durante su desarrollo. Puede ser afectado adversamente por temperaturas bajas. Dichlorvos y chlorphyriphos, raramente son tóxicos para esta especie. (Mani, 1989) Está disponible en los EE.UU. (Acosta, 1996).

Hippodamia convergens (Coccinellidae) (Acosta, 1996)
De los EE.UU. Este depredador se obtiene fácilmente mediante pedidos por correo. Se despacha en estado adulto en cantidades

determinadas por el área a cubrir, p.ej., 1/4 pinta (650 pies cuadrados; 2,300 mariquitas) para 1 galón (10-20 acres; 72,000 mariquitas). Su clima ideal es de 61-72° F. Puede ser almacenada durante 1-3 semanas a 35-45° F.

Hyperaspis maindronii (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India. Una especie distinta (H. miles). Está disponible en los EE.UU. (Hunter, 1994).

Melanophthalma carinulata (Lathridiidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Menochilus sexmaculata (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India.

Nephus regularis (Coccinellidae) (RAPCPM, 1995)
De la India.

Oxynychus erythrocephalus (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Pullus ? salomonis (Coccinellidae) (Greve & Ismay, 1983)
De la India.

Rodolia cardinalis (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

***Scymnus* sp.** (Coccinellidae) (Greve & Ismay, 1983)
De Papua, Nueva Guinea.

Scymnus biverrucata (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Scymnus coccivora (Coccinellidae) (Mani, 1989)
Recomendada para el control en la India, ya que las especies *Scymnus* pueden sobrevirir en poblaciones de bajo nivel de cochinilla del hibisco y no se ven afectados adversamente por las temperaturas bajas. Una sola larva depredadore consume cerca de 60-70 cochinillas durante su período de desarrollo, de cerca de 20 días (Mani, 1989). Esta especie fue importada de la India a Trinidad y Tobago, y a St. Kitts en 1995 y en 1996 (Dale Meyerdirk, per. comm.)

Scymnus gratiousus (Coccinellidae) (Mani, 1989)
Recomendada para el control en la India, ya que las especies *Scymnus* pueden sobrevivir en poblaciones de bajo nivel de cochinilla del hibisco y no se ven afectadas adversamente por las temperaturas bajas (Mani, 1989).

Scymnus nubilus (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India.

Scymnus* sp. nr. *Nubilus (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India.

Scymnus pallidicollis (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India.

Scymnus pyrocheilus (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De la India.

Scymnus seriacus (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Sericoderus percikanus corylophidae (Coccinellidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Depredadores Dípteros

Cacoxenus perpicaux (Drosophilidae) (Mani, 1989)
De la India.

Coccodiplosis smithi (Cecidomyiidae)
De Papua Nueva Guinea. (Greve & Ismay, 1983)

***Diadiplosia* sp.** (Cecidomyiidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Diadiplosia indica (Cecidomyiidae) (Mani, 1989)
De la India. Las larvas comen los huevos, las ninfas y las hembras grávidas. Las posturas de huevos flojos las colocan en los ovisacos de la cochinilla. (Misra, 1920)

Triommata coccidivora (Cecidomyiidae) (Mani, 1989)
De la India.

Depredadores Hemípteros

Geocoris tricolor (Coreidae) (Mani, 1989)
De la India.

Depredadores Lepidópteros

Autoba silicula (Noctuidae) (Mani, 1989)
De la India.

***Eublemma* sp.** (Noctuidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Eublemma geyri (Noctuidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Eublemma* sp. nr. *trifaciata (Noctuidae) (Mani, 1989)
De la India. Las orugas son depredadores sobre las ninfas y sobre las hembras, a quienes devoran con avidez y empupan dentro de las colonias de cochinillas, pero a la vez, son presas de la mosca Drosohilid (Misra, 1920).

Spalgis epius (Lycaenidae) (Pushpaveni, et al., 1974)
De la India. Las orugas son depredadoras sobre las ninfas jóvenes de la cochinilla. Cada oruga, completamente desarrollada, es capaz de devorar hasta 300 ninfas diarias.

Depredadores Neurópteros

Brinckochrysa scelestes (Chrysopidae) (Mani, 1989)
De la India.

***Chrysopa* sp.** (Chrysopidae) (Mani, 1989)
De la India. De la India. Tres especies de este género están disponibles en los EE.UU. (Hunter, 1994). Del género = *Chrysoperla.*

Chrysopa scelestes (Coccinellidae) (Rao, et al., 1984)
De la India.

Chrysoperla carnea (Chrysopidae) (Mani, 1989)
De Egipto. Disponible en los EE.UU. (Hunter, 1994)

***Chrysoperla* sp.**
De los EE.UU. Están disponibles de sus proveedores durante todo el año, en cualquier estadío de vida. Se liberan en forma de huevos, a razón de 1,000 huevos por 200 pies cuadrados. Pueden necesitarse repetidas liberaciones. (Acosta, 1996) Tres especies, incluyendo la arriba indicada, han sido identificadas por Hunter, 1994.

Conwentzia psociformis (Coniopterygidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Mallada boninensis (Chrysopidae) (Mani, 1989)
De la India.

Sympherobius pygmaeus (Hemerobiidae) (Mani, 1989)
De Egipto.

Patógenos

Un esporozoo, ***Laterospora phenacocca***, fue descrito recientemente como proveniente de la cochinilla del hibisco. (Haldar, et al., 1988)



Apéndice D

Lista de las Unidades Clave de Cooperación sobre la CRH

A continuación una lista de las unidades cooperadoras clave sobre la CRH en el Caribe, en los Estados Unidos de Norte América y en otras regiones. Si tiene preguntas sobre el Programa de la CRH en las Islas Vírgenes de los EE.UU., o sobre el Programa de Control Biológico de la CRH, póngase en contacto con la unidad de cooperación correspondiente.

Dr. Shaban Abd-Rabou Insectos Escamosos y Cochinillas Research Department Plant Protection Research Institute Nadi El Said Street Dokki, Giza 12618 EGIPTO Tel. (202) 348-6163 FAX: (202) 335-6175	**Dr. Harold Browning** University of Florida IFASCREC 700 Experiment Station Rd. Lake Alfred, Florida 33850 UNITED STATES Tel. (941) 956-1151 FAX: (941) 956-4631
Crispin Blanco USDA, APHIS, IS P. O. Box 61 National Agriculture Trade Showgrounds Belmopan BELIZE, CENTRAL AMERICA Tel. (501) 82-30-85 FAX: (501) 82-01-95	**Carolyn Cohen** USDA, APHIS, IS Santo Domingo DOMINICAN REPUBLIC Mail: Unit 5527, APO, AA 34041 US Comser Building Pedro Enrique Urena 133, SADQ Tel. (809) 277-0111 FAX: (809) 277-1948
Dr. Theodore Boratynski USDA, APHIS, PPQ P. O. Box 37 Brawley, California 92227 UNITED STATES Tel. (760) 344-1152 FAX: (760) 344-1971	**Dr. Tony Cross** IIBC, Headquarters Silwood Park, Buckhurst Rd., Ascot Berks, SL5 7TA REINO UNIDO Tel. (44) 0-1344-872999 FAX: (44) 0-1344-875-007

Mr. Elvett Elliot Assistant Commissioner, and **Dr. Ashley George** Virgin Islands Dept. of Agriculture 7944 Estate Dorothea St. Thomas U. S. VIRGIN ISLANDS 00802 Tel. (809) 774-5182 FAX: (809) 774-1823	**Dr. Ed Gersabeck** USDA, APHIS, IS 4700 River Road, Unit 67 Riverdale, Maryland 20737-1233 UNITED STATES Tel. (301) 734-8892 FAX: (301) 734-8318
Dr. Larry Ertle **Kenneth Swan** Beneficial Insects Introduction Research Laboratory USDA, ARS 501 South Chapel Street Newark, Delaware 19713-3814 UNITED STATES Tel. (302) 731-7330 FAX: (302) 737-6780	**Dr. Marjorie Hoy** Dept. of Entomology & Nematology Bldg. 976, Hull Road University of Florida Gainesville, Florida 32611 UNITED STATES Tel. (904) 392-1901 FAX: (904) 392-0190
Everest Ferguson Pest Management Unit Ministry of Agriculture Lowthers Lane St. George's GRENADA Tel. (809) 440-0019 FAX: (809) 440-8866	**Dr. Marshall W. Johnson** College of Tropical Agriculture & Human Resources University of Hawaii at Manoa Gilmore Hall 202 3050 Maile Way Honolulu, Hawaii UNITED STATES Tel. (808) 956-8432 FAX: (808) 956-2428
Dan Fieselmann USDA, APHIS, PPQ 1017 Main Campus Drive Suite 2500 Raleigh, North Carolina 27606 UNITED STATES Tel. (919) 513-2126 FAX: (919) 513-1995	**William (Dennis) Jones** USDA, APHIS, PPQ Federal Building, Room 141 Veterans Drive St. Thomas U.S. VIRGIN ISLANDS 00801 Tel. (809) 776-2787 Cell Phone: (809) 690-6651 FAX: (809) 774-0796
Mrs. Dale Francis-Ellis Pest Management Officer Pest Management Unit Ministry of Agriculture Lowthers Lane St. George's GRENADA Tel. (809) 440-0019 FAX: (809) 440-8866	**Dr. Moses Kairo** Scientist in Charge International Institute of Biological Control Gordon Street, Curepe TRINIDAD Tel. (868) 662-4173 FAX: (868) 663-2859 Email: CABI-IIBC-CLAS@CABI.ORG

Dr. William Kauffman USDA, APHIS, PPQ 2150 Centre Ave., Bldg. B, M53E10 Fort Collins, CO 80526-8117 UNITED STATES Tel. (616) 683-3563 FAX: (616) 683-9608	**Dr. Dale E. Meyerdirk** USDA, APHIS, PPQ 4700 River Rd. Unit 135 Riverdale, Maryland 20737-1236 UNITED STATES Tel. (301) 734-5667 FAX: (301) 734-8192
Dr. Jeff Keularts University of the Virgin Islands Cooperative Extension Service St. Croix, U.S. Virgin Islands 00821 Tel. (809) 778-9491 FAX: (809) 778-8866	**Dr. Douglass Miller** Systematic Entomology Lab. USDA, ARS-BARC-W Bldg. 0054, Rm. 137 Beltsville, Maryland 20705 UNITED STATES Tel. (301) 503-5895 FAX: (301) 504-6482
Dr. Alan Kirk European Biological Control Laboratory USDA, ARS Campus International de Baillarguet CS. 90013 Montferrier sur Lez 34980 St. Gely du Fesc CEDEX, FRANCE Tel. (33) 499-62-30-01 FAX: (33) 499-62-30-49	**Terry Nelson** Oxnard Pest Control Association 666 Pacific Avenue P. O. Box 1187 Oxnard, California 93032 UNITED STATES Tel. (805) 483-1024 FAX: (805) 487-6867
Dr. Stephen L. Lapointe USDA, ARS U. S. Horticultural Research Laboratory 2001 South Rock Road Ft. Pierce, Florida 34945 UNITED STATES Tel. (561) 462-5914 FAX: (561) 462-5986	**Dr. Lance Osborne** University of Florida 2807 Binion Road Apopka, Florida 32703 UNITED STATES Tel. (407) 889-4161 FAX: (352) 392-9359

Nilda Perez **Aixa Ramirez** **Lourdes Siez** Ministry of Agriculture, Sanidad Vegetal Calle Tadeo Rivera Esq. Sur. Estroda A. Muelle 13 Purerto De Teirra San Juan, Puerto Rico 00901 Tel. (787) 724-4672 FAX: (787) 722-3447	**Senator Holland L. Redfield, II** Republican Charge d'Affaires to Washington, DC National Committeeman for the Virgin Islands Republican National Committee Post Office Box 631 Christiansted, St. Croix U.S. VIRGIN ISLANDS 00820-0631 Tel.(809) 773-2424 Ext. 2279 (809) 772-2830 FAX: (809) 772-2843
Ms. Cynthra Persad Hibiscus Mealybug Management Coordinator Central Experimental Station Ministry of Agriculture, Land & Marine Resources Centeno, Via Arima P. O. TRINIDAD & TOBAGO WEST INDIES Tel. (809) 646-4335 FAX: (809) 622-4246	**Dr. Carlos Robless** University of the Virgin Islands Cooperative Extension Service St. Thomas U.S. VIRGIN ISLANDS 00802 Tel. (809) 693-1083 FAX: (809) 693-1085
Dr. Arthur C. Petersen, Jr., Commissioner, and **Dr. Lawrence Lewis,** Deputy Commissioner Department of Agriculture Virgin Islands of the United States Estate Lower Love, Kingshill St. Croix U.S. VIRGIN ISLANDS 00850 Tel. (809) 778-0997 (778-0998) FAX: (809) 778-3101	**Josephine L. Roller** Deputy Commissioner Department of Agriculture Virgin Islands of the United States Estate Carolina Coral Bay St. John U.S. VIRGIN ISLANDS 00830 Tel. (809) 776-6274
Dr. Gene V. Pollard Regional Plant Protection Officer Food and Agricultural Organization of the United Nations P. O. Box 631-C Bridgetown BARBADOS Tel. (246) 426-7110 FAX: (246) 427-6075 Email: Gene.Pollard@field.fao.org	**Dr. William Roltsch** California Department of Food & Agriculture Biological Control Program 3288 Meadowview Road Sacramento, CA 95832 UNITED STATES Tel. (916) 262-2055

Dr. Michael Schauff U. S. National Museum Systematic Entomology Lab Nhb 168 Washington, DC 20560-0001 UNITED STATES Tel. (202) 382-1784 FAX: (202) 786-9422	**State Plant Health Director** USDA, APHIS, PPQ GSA Center 651 Federal Drive, Suite 321-16 Guaynabo, Puerto Rico 00965 Tel.(787) 749-4471 (787) 749-4472 FAX: (787) 749-4473
Dr. Miguel Serrano USDA, ARS Tropical Agriculture Research Station 2200 Pedro Albizu Campos Ave. Suite 201 Mayaguez PUERTO RICO 00680 Tel. (787) 831-3435 FAX: (787) 831-3386	**Dr. Jerome Thomas** **Earl Thomas** Department of Agriculture La Guerite Basseterre ST. KITTS & NEVIS WEST INDIES Tel. (809) 465-2335 FAX: (809) 465-2635
Mr. Carl Francis Smith Bahamas Director of Agriculture **Valerie Outten** Deputy Director Department of Agriculture P. O. Box N-3028 Nassau BAHAMAS Tel. (242) 356-3919 FAX: (242) 325-3960	**Gary Timmons** USDA, APHIS, IS Nassau International Airport Nassau, BAHAMAS Tel. (242) 377-7127 FAX: (242) 377-1791
Orlando Solsa Belize National Plant Protection Service Ministry of Agriculture and Fisheries Central Farm Cayo District BELIZE, CENTRAL AMERICA Tel. (501) 92-2131 Ext. 122 FAX: (501) 92-3773	**Richard Warkentin** USDA, APHIS, PPQ c/o USDA, ARS Subtropical Horticulture Research Station 13601 Old Cutler Road Miami, Florida 33158 UNITED STATES Tel. & FAX: (305) 234-2540



Apéndice E

Fuentes de Enemigos Naturales

Las organizaciones siguientes producen en la actualidad enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco:

- International Institute of Biological Control
  Gordon Street, Curepe
  TRINIDAD
  Tel. (868) 662-4173
  FAX: (868) 663-2859
  Email: CABI-IIBC-CLAS@CABI.ORG
  Contacto: Dr. Moses Kairo
  Scientist in Charge
- Central Experimental Station
  Ministry of Agriculture, Land & Marine Resources
  Centeno, Via Arima P. O.
  TRINIDAD & TOBAGO
  WEST INDIES
  Tel. (809) 646-4335
  FAX: (809) 622-4246
  Contacto: Ms. Cynthra Persad
  Hibiscus Mealybug Management Coordinator
- Pest Management Unit
  Ministry of Agriculture
  Lowthers Lane
  St. George's
  GRENADA
  Tel. (809) 440-0019
  FAX: (809) 440-8866
  Contacto: Mrs. Dale Francis-Ellis
  Pest Management Officer
- Department of Agriculture
  La Guerite
  Basseterre
  ST. KITTS & NEVIS
  WEST INDIES
  Tel. (809) 465-2335
  FAX: (809) 465-2635
  Contacts: Dr. Jerome Thomas; Antonio Francis

- Department of Agriculture
  Virgin Islands of the United States
  Estate Lower Love, Kingshill
  St. Croix, U.S. VIRGIN ISLANDS 00850
  Tel. (809) 778-0997 (778-0998)
  FAX: (809) 778-3101
  Contacts: Henry Schuster, Commissioner;
  Dr. Lawrence Lewis, Deputy Commissioner
- Ministry of Agriculture, Sanidad Vegetal
  Calle Tadeo Rivera Esq. Sur.
  Estroda A. Muelle 13
  Purerto De Teirra
  San Juan, PUERTO RICO 00901
  Tel. (787) 724-4672
  FAX: (787) 722-3447
  Contacto: Nilda Perez
- California Department of Food & Agriculture
  Biological Control Program
  3288 Meadowview Road
  Sacramento, CA 95832
  UNITED STATES
  Tel. (916) 262-2055
  Contacto: Dr. William Roltsch

Puede encontrar otras fuentes para Cryptolaemus montrouzieri en las publicaciones al respecto, como sigue:

- Hunter, Charles D., 1997. Suppliers of beneficial organisms in North America. (Proveedores de organismos benéficos de Norte América)

Para solicitar copia de este folleto, póngase en contacto con la siguiente agencia:

- California Environmental Protection Agency
  Department of Pesticide Regulation
  Environmental Monitoring and Pest Management Branch
  1020 N Street, Room 161
  Sacramento, California 95814-5624
  Telefono: (916) 324-4100



Apéndice F

Apreciación Ambiental

Liberaciones en el campo de especies no nativas de *Anagyrus* y de *Gyranusoidea* (Himenóptera: Encyrtidae) para el control biológico de la Cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Homóptera: Pseudococcidae)

Apreciación Ambiental

Junio de 1997

Agencia de Contacto:

Dale E. Meyerdirk, Ph.D.
Center for Plant Health Science and Technology
Plant Protection and Quarantine
U.S. Department of Agriculture
4700 River Road
Riverdale, MD 20737-1236

I. Descripción de la Acción Propuesta

El Servicio de Inspección de la Vida Animal y Vegetal (Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS)) del Departmento de Agricultura de los EE.UU. (USDA) propone liberar como parte de un plan de control biológico contra la cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homóptera: Pseudococcidae) especies no nativas de avispas de los géneros *Anagyrus* y *Gyranusoidea* (Himenóptera: Encyrtidae) en el territorio continental de los EE.UU. y sus territorios del Caribe. La CRH es una plaga devastadora del cacao, de la uva, de los cultivos fibrosos, del hibisco y de muchos otros cultivos de campo, así como de plantas ornamentales. Las avispas *Anagyrus* son de gran interés por el control logrado sobre la CRH en Egipto, en la India y en Hawaii (Cross and Noyes, 1995; Beardsley, 1985). Las avispas *Gyranusoidea* están íntimamente relacionadas a las *Anagyrus* y ofrecen un potencial similar como agentes biológicos para el control. *G. tebygi* controló *Rastrococcus invadens* en el mango y en los cítricos en África Central y Occidental (Willick and Moore, 1988). *G. indica*, un parásito de la CRH de origen egipcio, está siendo estudiado bajo cuarentena en St. Kitts, antes de su introducción a los EE. UU.

El solicitante piensa importar *Anagyrus* y *Gyranusoidea* de ubicaciones alrededor del globo a instituciones de cuarentena de insectos dentro de los EE: UU, certificadas por la USDA (p.ej., Florida Division of Plant Industry in Gainesville, Florida). Las colonias de laboratorio serán establecidas, las identificaciones de especies serán confirmadas y los organismos no deseables, tales como los hiperparásitos, serán descartados. Las avispas luego serán liberadas en áreas invadidas por la CRH. Como la CRH ya se encuentra en el área del Caribe, los primeras infestaciones de los EE UU. (fuera de Hawaii) se espera hagan su aparición en Puerto Rico y en la Florida. Se espera que las avispas se establezcan y se reproduzcan de forma natural, sin mayor intervención humana adicional.

Los especímenes de *Anagyrus* y de *Gyranusoidea* serán identificados por expertos reconocidos y especímenes certificados serán depositados en las colecciones de los museos y universidades de reconocida reputación.

Esta apreciación ambiental (EA) ha sido preparada en cumplimiento del Acta del National Environmental Policy , (NEPA) (42 USC 4321 *et seq.*), tal como se describe en las regulaciones para su implementación aprobadas por el Consejo “Council on Environmental Quality (40 CFR 1500-1509), por USDA (7 CFR 1b)” y por “APHIS (7 CFR 372)”.

II. Propósito y Necesidad de una Propuesta de Acción

El propósito de la acción propuesta, es decir, la liberación de avispas parásitas de los géneros *Anagyrus* y *Gyranusoidea*, es controlar las infestaciones de la CRH a lo largo de la eventual dispersión de la plaga en los EE.UU. La CRH aún no se encuentra en Puerto Rico ni en los EE.UU. continentales, pero su entrada a Puerto Rico y a la Florida se prevee en breve, procedente de las infestaciones del área del Caribe. Desde la Florida, la CRH podría esparcirse rápidamente a los Estados del Golfo y eventualmente a Texas y a California. Los límites de su esparcimiento hacia el norte no pueden ser pronosticados con exactitud, pero algunos cultivos en invernaderos seguramente estarán en riesgo, aún en las regiones templadas.

La CRH ataca, por lo menos, a 346 plantas huésped. En Grenada, la producción de cacao decreció en un 30% después de la llegada de la CRH (Meyerdirk, pers. comm.), las pérdidas en los cultivos se estimaron en $1.8 millones/año durante 1996 y 1997 y las pérdidas económicas se estimaron entre $3.5 a $10 millones. Los pronósticos de pérdidas para Trinidad, si la infestación continuaba a escalar, excedieron los $125 millones/año. En la India, la CRH causó pérdidas del 50–100% en las uvas y hasta un 75% de reducción en la cosecha de la acedera, *Hibiscus sabdariffa*. Esta plaga también causó severas pérdidas en varios cultivos fibrosos.

III. Alternativas a la Acción Propuesta

La alternativa de no liberar la *Anagyrus* spp. ni la *Gyranusoidea* spp. significa excluir el programa de control biológico. En este caso, los insecticidas serían usados contra la plaga. Alternativamente, otros tipos de agentes de control biológico, tales como la mariquita *Cryptolaemus montrouzieri*, podrían utilizarse en vez de las avispas parasitarias.

IV. Consecuencias Ambientales de la Acción Propuesta y de su Alternativa

A. Impactos de la acción propuesta

Intención del impacto de la liberación

El impacto ambiental deseado al ejecutar la acción propuesta es reducir la severidad de la infestación de la CRH sin hacer uso de insecticidas.

Area afectada por las liberaciones

Los agentes de control biológico, tales como las avispas parasitarias, generalmente se esparcen uniformemente, sin la intervención del hombre. En principio, por lo tanto, liberar los especímenes de un *Anagyrus* o una *Gyranusoidea,* aunque solamente en un lugar en los EE.UU. continentales deberá considerarse como un equivalente a liberarlos en el área total de los EE.UU. dentro de la cual habiten sus huéspedes potenciales y donde el clima sea apropiado. Eventualmente, las avispas podrán establecer poblaciones auto-sostenibles a lo largo del área total de distribución de la plaga. Aunque por el momento esta área no se puede predecir con fiabilidad, la Florida, Hawaii (la CRH ya hizo su presencia allí), Puerto Rico y las Islas Vírgenes se consideran las zonas limítrofes mínimas.

Seguridad ambiental de las liberaciones

La propuesta de liberar *Anagyrus* y *Gyranusoidea* provoca la interrogante de la seguridad ambiental, pues las avispas, supuestamente, podrían no sólo atacar a la plaga intencionada. La mayoría de las especies *Anagyrus* atacan solamente a cochinillas, ya sea las Pseudococcidae o las Eriococcidae. Unas pocas atacan solamente a las larvas de algunas mariquitas (Noyes & Hayat, 1994). Las cochinillas son los únicos huéspedes conocidos de la especie *Gyranusoidea.*

A las cochinillas no se les considera como beneficiosas para la agricultura ni existe evidencia de que las cochinillas nativas tengan un papel de importancia en los sistemas no-cultivados, ya que las cochinillas nativas generalmente tengan una densidad poblacional muy baja.

La siguiente lista indica los rangos de cochinillas atacadas por las diversas especies de *Anagyrus* parasitarias de la CRH (Cross & Noyes, 1995; Noyes & Hayat, 1994) (los huéspedes de laboratorio, posiblemente no atacados dentro de la naturaleza, están provistos de un asterisco):

Anagyrus dactylopii (introducido a HI): *Cerococcus* sp.?, *Ceroplastes* sp.?, *Ferrisia virgata* (striped mealybug), *Nipaecoccus viridis* (lebbek mealybug), *Planococcus citri* (cochinilla de los citrus), *Pseudococcus* sp., *Rastrococcus cappariae, R. iceryoides*?.

Anagyrus fusciventris (introducido a HI, CA, FL): *Eragrostis variabilis, Ferrisia virgata**, *Phenacoccus njalensis** (cochinilla del cacao), *P. gossypii** (Mexican mealybug), *Planococcus citri**, *Pseudococcus gallicola, P. montanus, P. calceolariae, P. longispinus** (long-tailed mealybug), *Ripersia palmarum, Vryburgia lounsburyi**.

Anagyrus kamali (introducido a HI, CA, y TX): *Ferrisia virgata, Nipaecoccus viridis, Planococcoides robustus*?, *Pseudococcus* sp.

Anagyrus pseudococci (introducido a CA y TX): *Dysmicoccus brevipes**, *Phenacoccus herreni*, *Planococcus citri*, *P. vovae*, *P.* sp. nr. *ficus*, *Pseudococcus affinis**, *P. calceolariae**, *P. comstocki* (Comstock mealybug), *P. cryptus* (=*P. citriulus*), *P. longispinus**, *P. njalensis**.

La siguiente lista indica el rango de cochinillas atacadas por diversas especies de *Gyranusoidea* (Noyes & Hayat, 1994; Meyerdirk, pers. comm.):

Gyranusoidea albiclavata: *Dysmicoccus ryani*, *Pseudococcus* sp. *Gyranusoidea ceroplastis*: *Ceroplastes rubens*?. *Gyranusoidea cinga*: *Rastrococcus invadens*?. *Gyranusoidea epos*: *Rastrococcus spinosus*. *Gyranusoidea flava*: *Cataenococcus hispidus*, *Nipaecoccus viridis*, *Planococcoides robustus*, *Planococcus citri*. *Gyranusoidea tebygi*: *Rastrococcus invadens*.

Riesgo para las especies amenazadas y en peligro de extinción

Las cochinillas son los únicos huéspedes conocidos de los *Anagyrus* y *Gyranusoidea* que son candidatos para ser introducidos a los EE.UU. Ninguna especie de cochinillas se encuentra en las listas federales como amenazada o en peligro de extinción. Ciertamente, ningún miembro de la orden Homóptera, a la cual pertenecen las cochinillas, se encuentra en las listas (U.S. Fish and Wildlife Service, 1996). Las cochinillas, con frecuencia, son factores importantes en la dieta de ciertas avispas encyrtid wasps, y a veces, pueden ser importantes en la dieta de las mariquitas lacewings y de algunas mariposas lycaenid butterflies. Sin embargo, ninguno de estos insectos se encuentran como amenazadas o en peligro de extinción en las listas federales.

Riesgo para otros agentes de control biológico

Todas las avispas *Anagyrus* y *Gyranusoideas* conocidas son parásitos primarios obligados y no hiperparásitos (p.ej., ellas no parasitan a otros parásitos). Por lo tanto, al introducirse especies de *Anagyrus* y *Gyranusoidea* no existe peligro de que podrán atacar a los parásitos de otras plagas.

Impacto sobre la salud de los humanos y de los animales

El status de las avispas *Anagyrus* y *Gyranusoidea* como parásitos obligados de las cochinillas excluye cualquier efecto adverso sobre la salud de los humanos y de los animales. Las personas que manipulen los insectos en confinamiento pueden desarrollar reacciones alérgicas. Sin embargo, el mayor riesgo lo presentan las escamas de los cuerpos de las papalotas (polillas). No sería de esperar que las pequeñas avispas presenten algún riesgo significativo.

Impacto de liberaciones previas de avispas *Anagyrus* y *Gyranusoidea* contra la plaga de cochinillas

No se reportan efectos adversos después de liberaciones de *Anagyrus pseudococci* en California ni en Texas para el control de *Planococcus citri* (Noyes & Hayat, 1994), de *Anagyrus fusciventris* en California ni en la Florida para el control de *Pseudococcus longispinus*, *Anagyrus* spp. en California para el control de *Pseudococcus comstocki* (Meyerdirk & Newell, 1979) y *Gyranusoidea tebygi* en el Africa Occidental y Central para el control de *Rastrococcus invadens*.

B. Impacto de la alternativa de "no tomar acción"

Si las avispas *Anagyrus* o *Gyranusoidea* no son liberadas, posiblemente los insecticidas químicos sean el medio primario para el control. Repetidas aplicaciones con costos crecientes serán necesarias a medida que las cochinillas desarrollen resistencia. Eventualmente, cuando se torne imposible un control satisfactorio, infestaciones severas podrán tener consecuencias económicas y sociales de mayor impacto en los EE.UU. continentales, como las ha habido en el Caribe. La aplicación de químicos puede exacerbar el daño de las cochinillas nativas al destruir enemigos naturales de la CRH. La vida silvestre puede padecer los efectos de la contaminación ambiental. La salud humana puede sufrir por la contaminación de las fuentes de agua subterráneas y posiblemente, la contaminación del aire, de la tierra y de los alimentos. Una elevada tasa de desempleo dentro del sector agrícola, también, es altamente probable.

C. Impacto del uso de agentes alternativos de control biológico

Las mariquitas lacewings, no nativas, y otros insectos depredadores pueden ser utilizados en lugar de las avispas parasitarias. Sin embargo, los depredadores probablemente obtendrán menor efectividad en el control que las avispas parasitarias, lo cual volverá a dar origen a la necesidad de aplicar insecticidas, con todos los riesgos concomitantes discutidos en el párrafo anterior.

Por lo tanto, liberaciones de las avispas no nativas, de los géneros *Anagyrus* y *Gyranusoidea*, para el control de la cochinilla rosada del hibisco ofrecen una alternativa segura para el ambiente y preferencial al uso de insecticidas.

V. Agencias y Personas Consultadas

Esta apreciación ambiental fue preparada por USDA, APHIS, Environmental Analysis and Documentation, and Plant Protection and Quarantine Units (todos en USDA, APHIS, Riverdale, MD).

VI. Referencias

Beardsley, J.W. 1985. *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Proc. Hawaiian Entomol. Soc. 25: 27–28.

Cross, A.E., and Noyes, J.S. 1995. Dossier sobre *Anagyrus kamali*, agente de control biológico para la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus*, en Trinidad y Tobago. Commonwealth Agricultural Bureau (CAB) International, UK: 16 pp.

Meyerdirk, D.E., and Newell, I.M. 1979. Importation, colonization, and establishment of natural enemies on the Comstock mealybug in California. Jour. Econ. Entomol. 72(1): 70–73.

Noyes, J.S., and Hayat, M. 1994. Oriental Mealybug Parasitoids of the Anagyrini. CAB International, Oxon, UK: 554 pp.

U.S. Fish and Wildlife Service. 1996. Endangered and Threatened Wildlife and Plants. Code of Federal Regulations, Title 50, Parts 17.11 and 17.12, October 31, 1996, 46 pp.

Willick, E., and Moore, D. 1988. Aspects of the biology of *Rastrococcus invadens* Williams (Hemiptera: Pseudococcidae), a pest of fruit crops in West Africa, and one of its primary parasitoids, *Gyranusoidea tebygi* Noyes (Himenóptera, Encyrtidae). Bull. Entomol. Res. 78: 709–715.

IDENTIFICACIÓN: "SIN IMPACTOS SIGNIFICATIVOS"

El Servicio de Inspección de Salud Animal y Vegetal de los EE.UU., APHIS, (Animal and Plant Health Inspection Service of the United States Department of Agriculture) propone liberar especies no nativas de las avispas parasitarias de los géneros *Anagyrus* y *Gyranusoidea* (Hymentoptera: Encyrtidae) en los EE.UU. continentales y en sus territorios del Caribe. Estas avispas son potencialmente útiles para el control de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Homoptera: Pseudococcidae), una devastadora plaga de cultuvios de campo y de árboles, plantas ornamentales y vegetación nativa en algunos países del Caribe. Es casi seguro que la plaga de la cochinilla invada los EE.UU. y sus territorios del Caribe. Hasta donde se puede prever que liberaciones posteriores de *Anagyrus* spp. y de *Gyranusoidea* spp. no tendrán mayor impacto adverso en la calidad del ambiente para los humanos. Esta conculsión con base en las siguientes consideraciones:

—La especie de avispas que se liberará ataca solamente a unas especies de cochinillas, algunas de las cuales son pestes serias en la agricultura.

—No es sabido que las cochinillas nativas tengan un papel crítico a desarrollar dentro del ecosistema natural y, de todas maneras, se espera que las cochinillas nativas escapen del ataque severo de las avispas, ya que estas cochinillas existen en bajos niveles poblacionales.

Liberar *Anagyrus* spp. y *Gyranusoidea* spp. en diversos puntos dentro de los EE.UU., incluyendo sus territorios del Caribe, no producirá ningún efecto sobre las especies listadas federalmente como amenazadas o de habitat crítico.

—Por décadas, varias especies de *Anagyrus* han sido introducidas con éxito a los EE.UU. continentales para el control efectivo de plagas de cochinillas y dos especies de *Anagyrus* fueron introducidas en las Islas Hawaianas para controlar la cochinilla rosada del hibisco. En ningún momento se han reportado impactos adversos debido a estas introducciones.

—Las características biológicas de las avispas del género *Anagyrus* y *Gyranusoidea* excluyen cualquier posibilidad de efectos dañinos sobre la salud humana.

____________________ ____________________

Matthew Royer — Fecha

Plant Protection and Quarantine
Animal and Plant Health Inspection Service
United States Department of Agriculture

Liberaciones en el campo de especies no nativas de *Leptomastix* (Himenóptera: Encyrtidae) para el control biológico de la Cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Homóptera: Pseudococcidae)

Apreciación Ambiental

Octubre de 1997

Agencia de Contacto:

Dale E. Meyerdirk, Ph.D.
Pink Hibiscus Mealybug Program
Plant Protection and Quarantine
U.S. Department of Agriculture
4700 River Road - Unit 135
Riverdale, MD 20737-1236

I. Descripción de la Acción Propuesta

El Servicio de Inspección de la Vida Animal y Vegetal (Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS) del Departmento de Agricultura de los EE.UU. (USDA) propone liberar en los EE.UU. continentales y sus territorios del Caribe, como parte de un proyecto de control biológico contra la cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homoptera, Pseudococcidae) especies de avispas no nativas del género *Leptomastix.* La CRH es conocida por atacar a más de 200 géneros de plantas, incluyendo varias cosechas, tales como: cacao, uvas, cultivos fibrosos, plantas de jardín e hibisco (veranera), y muchas otras cosechas y plantas ornamentales. Las avispas *Leptomastix* son interesantes por ser endoparasitoides primarios, solitarios (parásitos internos) de las cochinillas. Todas las especies *Leptomastix* parecen estar asociadas con las cochinillas y las escamas eriococcoides en árboles y arbustos, exceptuando unas pocas que parasitan a las cochinillas en las gramíneas. La información disponible indica que la mayor parte de especies de *Leptomastix* tienen la habilidad de desarrollarse en varios tipos de cochinillas huésped. Se sabe que *L. phenacocci* parasita la CRH en Egipto. Otras especies de *Leptomastix* con un potencial biológico similar son: *L. nigrocoxalis* Compere (India), *L. gunturensis* Shafee (India), *L. flava* Mercet (Egipto), *L. dactylopii* (Cosmopolitan) y *L. salemensis* Hyat (India).

Las especies Leptomastix serán importadas de localidades de distribución mundial a laboratorios certificados de cuarentena de insectos del USDA (p.ej.., Florida Division of Plant Industry en Gainesville, Florida). Las colonias de laboratorio serán establecidas sobre la CRH para confirmar que esta cochinilla es una especie huésped reproductora (es decir, que la *Leptomastix* spp. seleccionada completará su ciclo de vida sobre este huésped), que las identificaciones serán confirmadas y que los organismos indeseables, tales como los hiperparásitos, serán eliminados.

Las especies de *Leptomastix* que parezcan ser las más prometedoras como agentes de control biológico serán criadas en un laboratorio y liberadas en las áreas estaunidenses invadidos por la CRH. Las especies más probables a encontrarse atacando a la CRH son las *L. dactylopii, L. phenacocci* y las *L. flava.* Las liberaciones, por lo general, se harán manualmente, utilizando frascos de 50-100 parásitos en cada una. Otras especies de parásitos exóticos (si las hubiere disponibles) serán liberadas separadamente, pero puede liberarse a más de una especie en un mismo sitio. Ocasionalmente, sin embargo, se liberarán diferentes agentes en diferentes áreas con fines de comparación. Las especies *Leptomastix* liberadas pueden estar en combinación con diversas prácticas culturales y con liberaciones de otras especies parasitoides exóticas así como depredadores de producción comercial.

En vista de que la CRH ya está en el área del Caribe, las primeras liberaciones de los EE.UU. se llevarán a cabo en Vieques, Puerto Rico y en las Islas Vírgenes. Se espera en breve el arribo de la CRH a la Florida y a otros estados. Las *Leptomastix* spp. exóticas liberadas se establecerán y reproducirán de forma natural, sin posterior intervención humana.

Los especímenes de *Leptomastix* serán identificados por reconocidos expertos y especímenes certificados serán depositados en las colecciones de museos y de universidades de conocida reputación.

Este Asesoramiento ambiental (EA) ha sido preparado en cumplimiento del Acta del National Environmental Policy, (NEPA) (42 USC 4321 *et seq.*), tal como se describe en las regulaciones para su implmentación aprobadas por el Consejo “Council on Environmental Quality (40 CFR 1500-1509), del USDA (7 CFR 372)”.

II. Propósito y Necesidad de una Propuesta de Acción

El propósito de la acción propuesta, por ejemplo, la liberación de avispas parasitarias del género *Leptomastix,* es suprimir las infestaciones de la CRH a lo largo de la eventual dispersión de la plaga en los EE.UU. La plaga aún no se encuentra en Puerto Rico (excepto por las islas costeras de Vieques) ni en los EE.UU. continentales, pero su arribo a Puerto Rico y a la Florida, procedente de infestaciones del área del Caribe se espera pronto. Ya infestó tres Islas Vírgenes de los EE.UU., incluyendo St. Thomas, St. Croix, and St. John. Desde la Florida, la CRH podría esparcirse rápidamente a los Estados del Golfo y eventualmente hasta Texas y a California. Los límites de su esparcimiento hacia el norte no se pueden pronosticar con exactitud, pero algunos cultivos en invernaderos seguramente estarán en riesgo, aún en las regiones templadas.

La CRH ataca a por lo menos 346 plantas huésped. En Grenada, la producción de cacao decreció en un 30% después de la llegada de la CRH (Meyerdirk, pers. comm.), las pérdidas en los cultivos se estimaron en $1.8 millones/año durante 1996 y 1997 y las pérdidas económicas se estimaron entre $3.5 y $10 millones. Los pronósticos de pérdidas para Trinidad, si las infestaciones continuaban a escalar, excedieron $125 millones/año. En la India, la CRH causó pérdidas del 50-100% en las uvas y hasta un 75% en la cosecha de la acedera, *Hibiscus sabdariffa.* Esta plaga también causó severas pérdidas en varios cultivos fibrosos.

III. Alternativas a la Acción Propuesta

La alternativa de no liberar *Leptomastix* spp. sería limitar el potencial de control biológico para esta plaga. En este caso, los insecticidas serían utilizados contra la plaga. Alternativamente, otros tipos de agentes de control biológico, como el uso de especies emparentadas, tales como las especies exóticas de *Anagyrus* y de *Gyranusoidea* (USDA, APHIS, 1997) y la mariquita *Cryptolaemus montrouzieri* podrían utilizarse en vez de *Leptomastix* spp.

IV. Consecuencias Ambientales de la Acción Propuesta y de su Alternativa

A. Impactos de la acción propuesta

Intención del impacto de la liberación del agente

El impacto ambiental deseado, al ejecutar la acción propuesta, es reducir la severidad de la infestación de la CRH sin hacer uso contínuo de insecticidas.

Area afectada por las liberaciones

Los agentes de control biológico, tales como las avispas parasitarias, generalmente se distribuyen, aún sin la intervención del hombre. En principio, por lo tanto, liberar individuos de la especie *Leptomastix*, aunque solamente sea en un lugar en los EE.UU. continentales deberá considerarse como equivalente a liberarlos en toda el área de los EE.UU. dentro de la cual habiten sus potenciales huéspedes y donde el clima sea apropiado. Eventualmente, las avispas podrán establecer poblaciones auto-sostenibles a lo largo del área total de distribución de la plaga. Aunque por el momento esta área no se puede predecir con fiabilidad, la Florida, Hawaii (la CRH ya hizo su presencia allí), Puerto Rico (ya se hizo presente en la isla costera de Vieques) y las Islas Vírgenes de los EE.UU. (donde ya se encuentra establecida) se consideran los límites mínimos.

Seguridad ambiental de las liberaciones

La propuesta de liberar *Leptomastix* spp. provoca la interrogante sobre la seguridad ambiental, pues las avispas, supuestamente, podrían atacar a huéspedes no intencionados. La *Leptomastix* spp. ataca, ya sea, a los Pseudococcidae o a los Eriococcidae. Las cochinillas y ciertas escamas son los únicos huéspedes conocidos.

A las cochinillas y a las escamas eriococcidas no se les considera benéficas para la agricultura ni hay evidencia de que las cochinillas nativas o las escamas eriococcidas juegen un papel crítico dentro de los sistemas no-cultivados, ya que las cochinillas nativas, generalmente, tienen una densidad poblacional muy baja.

La siguiente lista indica el rango de cochinillas atacadas por las diversas especies de *Leptomastix* que se conocen como parasitos sobre la CRH y sobre *Nipaecoccus viridis*, una especie pariente cercana de la cochinilla (Noyes & Hayat, 1994).

Leptomastix flava (introducida a California): *Nipaecoccus viridis, Peliococcus mesasiaticus, Planococcus citri* (cochinilla de los citrus), *Planococcus* sp. nr. *ficus, Pseudococcus comstocki escama o piojo harinoso Comstock, Pseudococcus* nr. *cryptus, Trionymus multivorus.*

Leptomastix dactylopii (California, Texas, Florida)*: Birendracoccus saccharifolii, Dysmicoccus brevipes, Ferrisa virgata, Planococcoides njalensis, Phenacoccus madeirensis, Planococcus aemulor, Planococcus citri, Planococcus ficus, Planococcus kraunhiae, Planococciodes lamabokensi, Planococcus vovae Pseudococcus bukbensus, Pseudococcus concavocerarii, Pseudococcus longispinus, Pseudococcus occiduus.*

Leptomastix gunturensis: Nipaecoccus viridis

Leptomastix nigrocoxalis: Nipaecoccus sp., *Nipaecoccus graminis, Nipaecoccus viridis Coccidohystrix* sp., *Coccidohystrix insolitus, Icerya aegyptica, Planococcus citri, Pseudococcus* sp., *Rastrococcus cappariae, Rastrococcus iceryoides.*

Leptomastix phenacocci: Maconellicoccus hirsutus, Nipaecoccus viridis.

Leptomastix salemensis: Chorizococcus sp., *Nipaecoccus* sp., *Rastrococcus* sp.

Riesgo para las especies amenazadas y en peligro de extinción

Las cochinillas y las escamas eriococcidas son los únicos huéspedes conocidos de la especie de *Leptomastix* que es candidata a ser introducida en los EE.UU. Ninguna especie de cochinilla ni de escama eriococcida se encuentra en las listas federales como amenazada o en peligro de extinción y, ciertamente, ningún miembro de la orden (Homóptera), a la cual pertenecen las cochinillas se encuentra en las listas (U.S. Fish and Wildlife Service, 1996). Las cochinillas, con frecuencia, son factores importantes en la dieta de las mariquitas lacewings y de algunas mariposas lycaenid butterflies. Sin embargo, ninguno de estos insectos se encuentran en las listas federales como amenazadas o en peligro de extinción.

Riesgo para otros agentes de control biológico

Todas las avispas *Leptomastix* conocidas son parásitos primarios obligados y no son hiperparásitos (por ejemplo, no parasitizan a otros parásitos). Por lo tanto, no existe peligro que especies de *Leptomastix* introducidas puedan causar daño atacando a parásitos de las plagas.

Impacto sobre la salud de los humanos y de los animales

El status de las avispas *Leptomatix* como parásitos obligados de las cochinillas excluye cualquier efecto nocivo sobre la salud de los humanos y de los animales. Las personas que manipulen a los insectos en confinamiento pueden desarrollar reacciones alérgicas. Sin embargo, el riesgo mayor lo presentan las escamas de los cuerpos de las papalotas (polillas). No será de esperar que pequeñas avispas presenten algún riesgo significativo.

Impacto de liberaciones previas de *Leptomastix*

No se reportan efectos adversos después de las liberaciones de *Leptomastix flava* en California, para el control de *Pseudococcus comstocki* (Meyerdirk & Newell, 1979), o de *Leptomastix dactylopii* en California, Texas y la Florida para el control de *Planococcus citri* y en Hawaii para el control de *Dysmicoccus brevipes* (Noyes & Hayat, 1994). Es más, las *Leptomastix dactylopii*, se crían y se venden en forma comercial en los EE.UU. y en otros países para propósitos de control biológico, a razón de 2 avispas/metro cuadrado o 5/sobre plantas de infestación severa (Arbico, 1996).

B. Impacto de la alternativa de "no tomar acción"

Si las avispas *Leptomastix* y las especies emparentadas (por ejemplo, *Anagyrus, Gyranusoidea)* no son liberadas, los insecticidas químicos sean el medio primario para el control (USDA, APHIS, 1997). Repetidas aplicaciones con costos crecientes, serán necesarias a medida que las cochinillas desarrollen resistencia. Eventualmente, cuando se torne imposible un control satisfactorio, infestaciones severas pueden tener consecuencias económicas y sociales de mayor impacto en los EE.UU. continentales, como fue el caso en el Caribe. La aplicación de productos químicos al destruir los enemigos naturales nativos de la CRH puede exacerbar el daño de las cochinillas. La vida silvestre puede padecer los efectos de la contaminación ambiental. La salud humana puede sufrir por la contaminación de las fuentes de agua subterráneas y, posiblemente, la contaminación del aire, de la tierra y de los alimentos. Una elevada tasa de desempleo dentro del sector agrícola, también, es altamente probable.

C. Impacto del uso de agentes alternativos de control biológico

Las mariquitas <u>lacewings</u>, no nativas y otros insectos depredadores podrían ser utilizados en lugar de avispas parasitarias. Sin embargo, los depredadores probablemente obtendrán menor efectividad en el control que las avispas parasitarias, dando lugar una vez más, a la necesidad de aplicaciones de insecticida, con todos sus riesgos concomitantes discutidos en el párrafo anterior.

Se concluye pues, que liberaciones de las avispas no nativas, del género *Leptomastix* ofrecen una alternativa segura para el ambiente, alternativa al uso de insecticidas en el control de la cochinilla rosada del hibisco.

V. Agencias y Personas Consultadas

Esta apreciación ambiental fue preparada por USDA, APHIS, Environmental Analysis and Documentation, and Plant Protection and Quarantine Units (all at USDA, APHIS, Riverdale, MD).

VI. Referencias

ARBICO/BICONET. 1995/1996. Beneficial Specialists 2. http://www.usit.net/hp/bionet/BS2.html

Meyerdirk, D.E. and Newell, I.M. 1979. Importation colonization, and establishment of natural enemies on the Comstock mealybug in California. Jour. Econ. Entomol. 72(1):#70-73.

Noyes, J.S. and Hayat, M. 1994. Oriental Mealybug Parasitoids of the Anagyrini. CAB International, Oxon, UK: 554 pp.

USDA, APHIS. 1997. Field Releases of Nonindigenous Species of *Anagyrus* and *Gyranusoidea* for Biological Control of Pink Hibiscus Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*. Environmental Assessment, June, 1997. Federal Register, 62(121):34043.

U.S. Fish and Wildlife Service. 1996. Endangered and Threatened Wildlife and Plants. Code of Federal Regulations, Title 50, parts 17.11 and 17.12, October 31, 1996, 46 pp.

IDENTIFICACIÓN: "SIN IMPACTOS SIGNIFICATIVOS"

El Servicio de Inspección de Salud Animal y Vegetal de los EE.UU., APHIS, (Animal and Plant Health Inspection Service of the United States Department of Agriculture) propone liberar especies no nativas de las avispas parasitarias del género *Leptomastix* (Himenóptera: Encyrtidae) en los EE.UU. continentales y en sus territorios del Caribe. Estas avispas son potencialmente útiles para el control biológico de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Homóptera: Pseudococcidae), una devastadora plaga de cultivos de campo y de árboles, plantas ornamentales y vegetación nativa en ciertos países del Caribe. Es casi seguro que la plaga de la cochinilla invada los EE.UU. y sus territorios del Caribe. Liberaciones posteriores de *Leptomastix* spp., previsiblemente, no tendrán mayor impacto adverso en la calidad del ambiente para los humanos. Esta conclusión con base en las siguientes consideraciones:

—La especie de avispa que se liberará ataca solamente a unas pocas especies de cochinillas, algunas de las cuales son consideradas plagas de impacto sobre la agricultura.

—No se conoce que las cochinillas nativas tengan un papel crítico a desarrollar dentro del ecosistema natural y, de todas maneras, se espera que estas cochinillas nativas escapen del ataque masivo de las avispas ya que dichas cochinillas existen en bajos niveles poblacionales.

—Liberar *Leptomastix* spp. en diversos puntos dentro de los EE.UU., incluyendo sus territorios del Caribe, no producirá ningún efecto sobre las especies listadas federalmente como amenazadas o de habitat crítico.

—Por décadas, varias especies de *Leptomastix* han sido introducidas con éxito a los EE.UU. continentales para el control efectivo de las plagas de cochinillas. Una especie tiene uso comercial como agente de control biológico. En ningún momento se han reportado impactos adversos sobre estas introducciones.

—Las características biológicas de las avispas del género *Leptomastix* excluyen cualquier posibilidad de efectos dañinos sobre la salud humana.

________________________ ______________________

Matthew Royer Fecha

Plant Protection and Quarantine
Animal and Plant Health Inspection Service
United States Department of Agriculture



Apéndice G

Referencias

Babu, T. R., and Azam, K. M., 1987. Studies on biology, host spectrum, and seasonal population fluctuation of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* on grapevine. Indian J. Hortic., 44: 284-288.

Beardsley, J. W., 1985. *Maconellicoccus hirsutus*. Proc. Hawaiian Ent. Soc., 25: p. 27.

Chandler, L. D., Meyerdirk, D. E., Hart, W. G., and Garcia, R. G., 1980. Laboratory studies of the development of the parasite *Anagyrus pseudococci* (Girault) on insectary-reared *Planococcus citri* (Risso). Southwest. Entomol. 5: 99-103.

Chang, L. W. H., and Miller, C. E., 1996. Pathway risk assessment: Pink mealybug from the Caribbean. 61 pp.

Cross, A. E., and Noyes, J. S., 1995. Dossier on *Anagyrus kamali* Moursi biological control agent for the pink mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*, in Trinidad and Tobago. CABI, UK: 16 pp.

Dhawan, A. K., 1980. *Maconellicoccus* sp. attacking *arboreum* cotton in Punjab. Science and Culture, 46: p. 258.

Ezzat, Y. M., 1958. *Maconellicoccus hirsutus*, a new genus with redescription of the species. Bull. Soc. Entomol. Egypte, 42: 377-383.

Francis-Ellis, D., 1995. Paper on background and status of mealybug *Maconellicoccus hirsutus* in Grenada. Ministry of Agriculture, Grenada, 7 pp.

Gautam, R. D., 1996. Dossier on *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, biocontrol agent for the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in Trinidad and Tobago, West Indies. 12 pp.

Gautam, R. D., 1996. Multiplication and use of exotic coccinellids. CARDI, Technical Manual, Series TB9626-T03. 34 pp.

Ghose, S. K., 1971. Morphology of various instars of both sexes of the mealy-bug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Indian J. Agric. Sci., 41 (7): 602-611.

Ghose, S. K., 1972. Biology of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*. Indian Agric., 16 (4): 323-332.

Hall, W. J., 1921. The hibiscus mealy bug. Ministry of Agric., Egypt, Tech. & Sci. Ser., Entomo. Sec., Bull. 17: 1-28.

Hall, W. J., 1926. The hibiscus mealy bug in Egypt in 1925 with notes on the introduction of *Cryptolaemus montrouzieri*. Ministry of Agric., Egypt, Tech. & Sci. Service, 70: 1-15.

Hosny, M., 1939. On coccids found on roots of plants in Egypt. Bull. Min. Agric., Egypt, 237: p. 2.

Hunter, C. D., 1994. Suppliers of beneficial organisms in North America. California Environmental Protection Agency, Department of Pesticide Regulation, Environmental Monitoring and Pest Management Branch. 30 pp.

Jorge, P., and Castleton, C. W., 1996. Risk analysis for the West Indies to import Caribbean produce infested with the pink mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Green). 17 pp.

Kairo, M. T. K., Cross, A. E., Lopes, V. F., Peterkin, D. D., and Ram, P., 1997. Rearing the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*, and the parasite *Anagyrus kamali* Moursi. International Instituite of Biological Control, CAB International. 33 pp.

Mani, M., 1989. A review of the pink mealybug – *Maconellicoccus hirsutus* Green. Insect Sci. Applic., 10 (2): 157-167.

McKenzie, H. L., 1967. Mealybugs of California. Univ. of Calif. Press, Berkeley & L. A., pp. 32-33.

Meyerdirk, D. E., and Newell, I. M., 1979. Season development and flight activity of *Pseudococcus comstock* (Kuw.) in California. Ann. Entomol. Soc. Am. 72: 492-4.

Meyerdirk, D. E., Khasimuddin, S., and Bishar, M., 1988. Importation, colonization, and establishment of *Anagyrus indicus* (Hymenoptera: Encyrtidae) on *Nipaecoccus viridis* (Newstead) (Homoptera: Pseudococcidae) in Jordan. Entomophaga 33: 229-237.

Misra, C. S., 1920. Turka, disease of mulberry. Proc. 3rd Ento. Meeting, Pusa, 1919, 25: 609-618.

Moursi, A. A., 1948. Contribution to the knowledge of natural enemies of mealybugs. 1. Description of two new species of *Anagyrus* (Hymenoptera: Encyrtidae). Bull. Soc. Foud. Ent. 32: 1-7.

Moursi, A. A., 1948. Contribution to the knowledge of natural enemies of mealybugs. 2. *Anagyrus kamali* Moursi. A parasite of the hibiscus mealybug *Phenacoccus hirsutus* Green (Hymenoptera: Encyrtidae). Bull. Soc. Foud. Ent. 32: 9-16.

Moursi, A. A., 1948. Contribution to the knowledge of natural enemies of mealybugs. 4. *Leptomastix phenacocci* Compere, a parasite of the lebbek mealybug *Phenacoccus filamentosus* Ckll. (Hymenoptera: Encyrtidae). Bull. Soc. Foud. Ent. 32: 33-40.

NPAG, 1984. New Pest Advisory Group data sheet. *Maconellicoccus hirsutus*, hibiscus mealybug. 3 pp.

Pollard, G. V., 1995. Update on new pest introductions – Continuing spread of pink mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*. FAO Regional Office for Latin America and the Caribbean, FAO Circular letter, No. 4/95.

Rao, V. S., and Srinivasan, S., 1987. *Maconellicoccus hirsutus*, a new pest of groundnut in Andhra Pradesh. Entomon., 12 (2): 115.

Stibick, J. N. L., 1997. Pink hibiscus mealybug, new pest response guidelines. 104 pp.

Veni, et al., 1973. A note on the biology and control of mealybugs (*Maconellicoccus hirsutus*) on Mesta. Jute Bull., 36 (1/2): 25-28.

Williams, D. J., 1985. Australian mealybugs. British Museum (Natural History), London, England, Publication #953: 190-201.

Williams, D. J., 1986. The identity and distribution of the genus *Maconellicoccus* in Africa. Bull. Ent. Res., 76: 351-357.

Williams, D. J., 1996. A brief account of the hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus*, a pest of agriculture and horticulture, with descriptions of two related species from southern Asia. Bull. Ent. Res., 86: 617-628.



Apéndice H

Formularios

Este Apéndice contiene los formularios sobre los cuales se guardarán los records de las actividades relativas al programa de control biológico de la CRH. Para una guía sobre el uso de estos formularios, refiérase a la sección respectiva del manual.

Las siguientes páginas del Apéndice se han impreso sin encabezamientos, notas de pie ni números de página, a fin de que los formularios puedan ser reproducidos localmente, como sea necesario.



Para asegurarse de mantener un juego completo de formularios en blanco, **copie el formulario a medida que lo necesite y deje el original en el cartapacio.**

La siguiente es una lista de los formularios incluidos:

- Formulario CRH-1: Prospección para CRH: Visual—Recogiendo Hembras Adulto y Diversos Estadíos Larvarios
- Formulario CRH-2: Prospección para CRH: Trampas de Pheromonas Sexuales—Machos Adulto
- Formulario CRH-3: Records de Cosecha de la Calabaza Moscada Japonesa
- Formulario CRH-4: Insectario para Crianza de la Cochinilla Rosada del Hibisco: Operación Diaria
- Formulario CRH-5: Records de Infestación del Huésped
- Formulario CRH-6: Informe del Técnico Encargado del Recibo de envíos de Enemigos Naturales
- Formulario CRH-7: Control diario/Temperatura y humedad relativa del laboratorio
- Formulario CRH-8: Records/Jaulas de la Producción de Parásitos/Depredadores
- Formulario CRH-9: Resumen de los Records/Jaulas de la Producción de Parásitos/Depredadores
- Formulario CRH-10: Resumen de los Records/Especies de la Producción Mensual de Parásitos/Depredadores
- Formulario CRH-11: Detalles de Liberaciones de Parásitos

- Formulario CRH-12: Resumen de las Liberaciones Mensuales de Parásitos/Depredadores sobre la Cochinilla Rosada del Hibisco
- Formulario CRH-13: Detalles de Liberaciones: *Cryptolaemus montrouzieri*
- Formulario CRH-14: Detalles de Porcentajes de Parasitación
- Formulario CRH-15: Resumen/Porcentaje de Parasitación de la Cochinilla Rosada del Hibisco
- Formulario CRH-16: Detalles de Porcentajes de Hiperparasitación
- Formulario CRH-17: Muestras de Campo de la Hoja de Muestreo: *Cryptolaemus montrouzieri*
- Formulario CRH-18: Conteos de Densidad de Población de la Cochinilla Rosada del Hibisco
- Formulario CRH-19: Cochinilla Rosada del Hibisco/Resumen de los Conteos de Densidad de Población

Prospección para CRH:
Visual – Recogiendo Hembras Adultos y Diversos Estadíos Larvarios

Fecha	Sitio	Planta Huésped	Nombre del Técnico	Identificación Tentativa (especie)	Identificación Positiva (especie)

Prospección para CRH
Trampas de Pheromonas Sexuales – Machos Adultos

Fecha de Colocación de la Trampa	Fecha de Remoción de la Trampa	Localización	Planta Huésped	Nombre del Técnico	Número de Machos

Records de Cosecha de la Calabaza Moscada Japonesa

Fecha Sembrada	Sitio	No. de plantas semillas/ transplantadas	Fecha de Cosecha	No. Total Cosechado	Peso Total (opcional)
			Total		

Insectario para Crianza de la Cochinilla Rosada del Hibisco
Operación Diaria

Fecha	Vol./Peso de los rastreadores recogidos	Número de Plantas Huésped Infestadas			Total de unidades de huéspedes
		Papas	Calabazas Japonesas	Calabaza local	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

RECORDS DE INFESTACIÓN DEL HUÉSPED HUÉSPED

❐ Calabaza ❐ Papa ❐ Calabaza local

Evento	Fecha
Huésped infestado con rastreadores (o huevos)	
Huésped removido para recoger rastreadores o parásitos/producción de depredadores	

Informe del Técnico Encargado del Recibo de Envíos de Enemigos Naturales

Fecha recibido ______________________ Condición de la remesa ______________________

Examinado por ______________________ Fuente del material (nombre) ______________________

Sitio de la fuente ______________________

Frasco o paquete	Insecto huésped	Especie entomófaga	Número recibido		Emergencia total		Propagados	Consignados
			Vivos	Muertos	Hembras	Machos		

Control Diario
Temperatura y Humedad Relativa
del Laboratorio

Habitación: ___________

		Temperatura			
Fecha	Hora	Actual	Minima	Máxima	Humedad relativa

Records/Jaulas de la Producción de Parásitos/Depredadores

Especies: ______________________

Jaula No.: ______________________

Origen: ______________________

Fecha de picadura: ______________________

Número liberado en la picadura: ______________________

Material huésped y cantidad: ______________________

Fecha en que se recogió la progenie	Número de progenie recogida
Total	

Records/Jaulas de la Producción de Parásitos/Depredadores

Especies: ______________________

Jaula No.: ______________________

Origen: ______________________

Fecha de picadura: ______________________

Número liberado en la picadura: ______________________

Material huésped y cantidad: ______________________

Fecha en que se recogió la progenie	Número de progenie recogida
Total	

Resumen de los Records
Jaulas de Producción de Parásitos/Depredadores

Fecha de picadura	No. unitario de la caja	Especie Parásito/ Depreda-dor	No. de Parásitos/ Depreda-dores por picadura	Número de Huéspedes con:				No. de Parásitos Recogidos	Extensión de Fechas de Colección
				Papas	Calabazas	Calabazas locales	Hibisco (ramas)		
		Total							

Resumen de los Records
Especies de la Producción Mensual de Parásitos/Depredadores

Especie: ____________________ **Origen:** ____________________ **Mes:** ____________________

Fecha de Picadura	Número de la Jaula	Número Liberado para la Picadura	Material Huésped	Número de Unidades Huésped	Número Total de Progenie Recogido	Extensión de Fechas de la Emergencia
	Total					

Formulario CRH-10 8/99

Detalles de Liberaciones de Parásitos

Anagyrus kamali #1
Gyranusoidea indica #2
***Leptomastix* sp. #3**

Fecha	Especies (1, 2, o 3)	Nombre del dueño de la Propiedad	Iniciales del Liberador	Dirección de la Liberación	Planta Huésped	Número Liberado

Total:

Formulario CRH-11 **8/99**

Resumen de las Liberaciones Mensuales de Parásitos/Depredadores sobre la Cochinilla Rosada del Hibisco

País ______________________

Mes ________________ **Año** ________________

Agente de Biocontrol	Fechas de Liberaciones	Número Total de Propiedades	Número Total Liberando
Anagyrus kamali (China)			
Anagyrus kamali (Hawaii)			
Gyranusoidea indica (Egipto)			
Leptomastix sp.			
Anagyrus dactylopli (China)			
Cryptolaemus montrouzieri			
	Total		

Formulario CRH-12

Detalles de Liberaciones:

Cryptolaemus montrouzieri

Fecha	Nombre del Propietario	Iniciales del Liberador	Dirección de la Liberación	Planta Huésped	Número Liberado

Total:

Detalles de Porcentajes de Parasitación

(Encapsulados vivos de 2ndo., 3ero. Estadíos y Hembras Adultos de la Cochinilla)

Sitio No: ______________________ Localización: ______________________

Fecha recogidos: ______________________ Fecha Liberados: ______________________

Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos		Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos	
1					26				
2					27				
3					28				
4					29				
5					30				
6					31				
7					32				
8					33				
9					34				
10					35				
11					36				
12					37				
13					38				
14					39				
15					40				
16					41				
17					42				
18					43				
19					44				
20					45				
21					46				
22					47				
23					48				
24					49				
25					50				

Detalles de Porcentajes de Parasitación (continúa)

Sitio No: ______________________ **Localización:** ______________________

Fecha recogidos: ______________________ **Fecha Liberados:** ______________________

Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos		Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos	
51					76				
52					77				
53					78				
54					79				
55					80				
56					81				
57					82				
58					83				
59					84				
60					85				
61					86				
62					87				
63					88				
64					89				
65					90				
66					91				
67					92				
68					93				
69					94				
70					95				
71					96				
72					97				
73					98				
74					99				
75					100				
					Total				

Resumen

Porcentaje de Parasitación de la Cochinilla Rosada del Hibisco

Anagyrus kamali #1

Gyranusoidea indica #2

Leptomastix sp. #3

				Número Parasitados/Especies			
				Especies			
Lugar	Fecha	Número de Cochinillas	Número Parasitadas	1	2	3	Porcentaje de Parasitación
	Total						

Detalles de Porcentajes de Hiperparasitación
(Unicamente Momias de la Cochinilla Encapsuladas)

Sitio No: ______________________ **Localización:** ______________________

Fecha recogidos: ______________________ **Fecha Liberados:** ______________________

Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos		Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos	
			♀	♂				♀	♂
1					26				
2					27				
3					28				
4					29				
5					30				
6					31				
7					32				
8					33				
9					34				
10					35				
11					36				
12					37				
13					38				
14					39				
15					40				
16					41				
17					42				
18					43				
19					44				
20					45				
21					46				
22					47				
23					48				
24					49				
25					50				

Formulario CRH-16 (Parte 1) 8/99

Detalles de Porcentajes de Hiperparasitación (continua)

Sitio No: ______________________ **Localización:** ______________________

Fecha recogidos: ______________________ **Fecha Liberados:** ______________________

Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos		Cap No.	Especies	Momias sin Emerger	Número de Parásitos Emergidos	
51					76				
52					77				
53					78				
54					79				
55					80				
56					81				
57					82				
58					83				
59					84				
60					85				
61					86				
62					87				
63					88				
64					89				
65					90				
66					91				
67					92				
68					93				
69					94				
70					95				
71					96				
72					97				
73					98				
74					99				
75					100				
					Total				

Muestras de Campo de la Hoja de Muestreo

Crytolaemus montrouzieri

Planta Huesped: ____________________ **Nombre del Colector:** ____________________

Fecha	Sitio	Numero de Muestra												Total	Promedio
		No. 1			No. 2			No. 3			No. 4				
		Larvas	Adultos	Total	Larvas	Adultos	Total	Larvas	Adultos	Total	Larvas	Adultos	Total		

Cochinilla Rosada del Hibisco – Conteos de Densidad de Población
(Puntas de Hibisco de 6″)

Sitio	Fecha	Muestra de Rama No (1-4)	Oviposiciones		#2	#3	# Adultos ♀	# Adultos ♂	# Total de Oviposi-ciones	Total de #2 hasta Adultos	*Cryptolaemus*		No. Mummies	
			Huevos	Huevos + Rastrea dores							Larvas	Adultos	Agujeros de Salida	Sin Agujeros
		1												
		2												
		3												
		4												
Total	→	→												
Promidio	→	→												
		1												
		2												
		3												
		4												
Total	→	→												
Promidio	→	→												
		1												
		2												
		3												
		4												
Total	→	→												
Promidio	→	→												

Resumen de los Conteos de Densidad de Población de la Cochinilla Rosada del Hibisco

Planta Huésped: ____________________ Localización: ____________________

Fecha	Sitio	Ovisacos				#2 hasta Adultos		*Crypt.* No. Adultos + Larvas	No. de Momias	
		Huevos	Rastrea-dores	Total	Promedio	Total	Promedio		Agujeros Salida	Sin Agujeros Salida



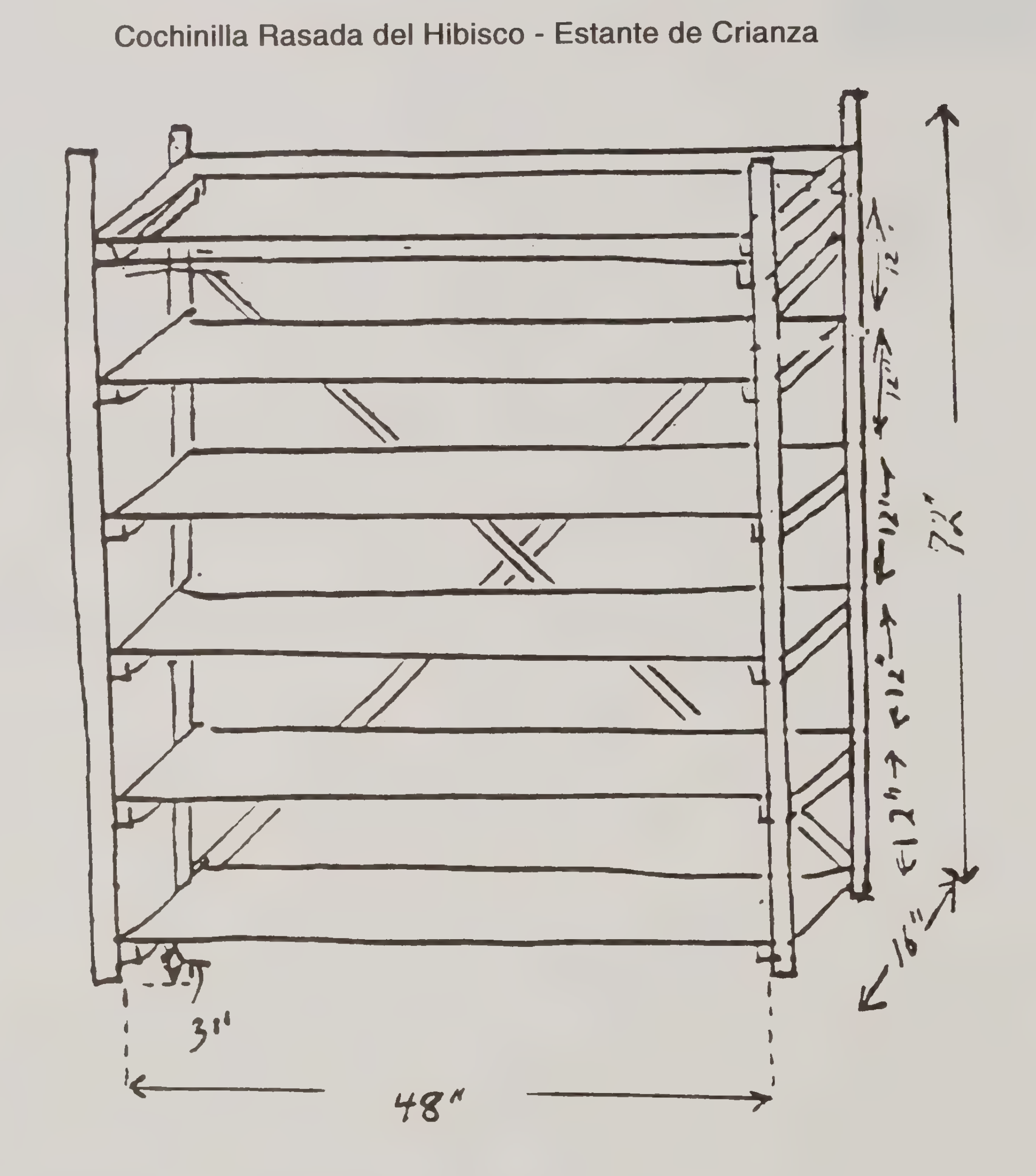
Apéndice I

Información Suplementaria

Este apéndice le provee la siguiente información suplementaria sobre el proyecto de la CRH:

- Figura I-1: Cochinilla Rosada del Hibisco – Estantes de Crianza
- Figura I-2: Estante para Jaulas de Crianza de Parásitos
- Figura I-3: Caja de dos Mangas
- Folleto plegadizo titulado "Ayude a derrotar nuestra nueva plaga del insecto: "La cochinilla rosada del hibisco"
- Volante titulado "*Cryptolaemus montrouzieri* La cochinilla destructora"

El folleto y el volante pueden ser reproducidos localmente para su distribución. No se olvide de mantener el original dentro de su manual!

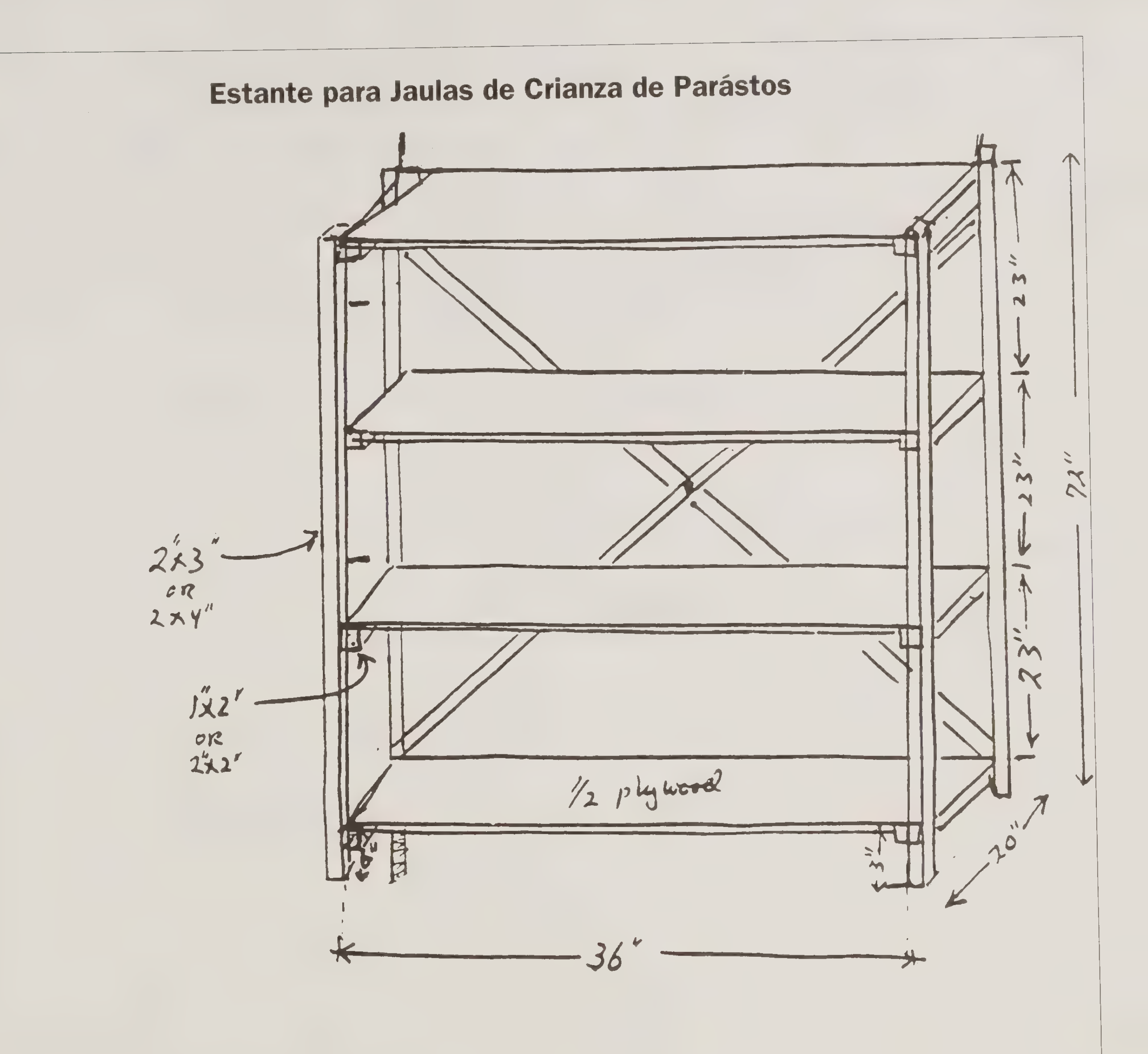


Vista Delantera

Especificaciones:

1. Patas 2" x 3" or 2" x 4"
2. Plywood (1/2" de grosor utilizando para astantes.

FIGURA I-1: Cochinilla Rosada del Hibisco – Estantes de Crianza

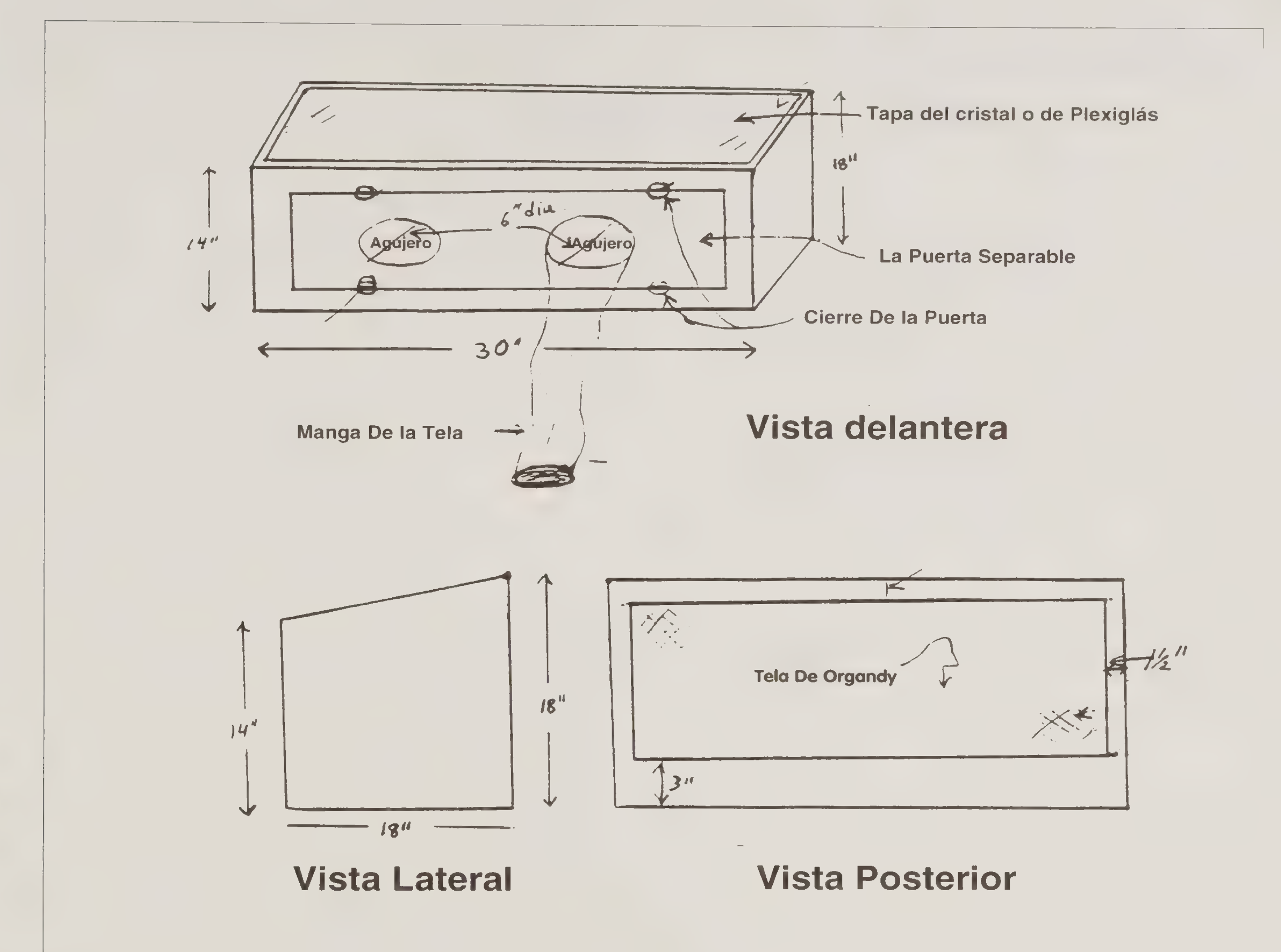


Vista Delantera

Especificaciones:

1. Patas de madera de 2" x 3" o de 2" x 4".
2. Plywood (1/2" grosor utilizado para los estantes.

FIGURA I-2: Estante para Jaulas de Crianza de Parásitos



Especificaciones:

1. Construya la jaula utilizando plywood marino de ½ de grosor.
2. Pinte con pintura latex para exteriores (**no** de base de aceite).
3. Cubra la sección trasera con organdí de tejido fino pegado y engrapado a la superficie de madera.
4. Sostenga la puerta que se puede remover, en su lugar, con cuatro cierres colocados dentro de una canaleta dentro de la parte delantera del marco. Corte dos hoyos de 6" de diámetro en cada puerta.
5. Corte y cosa mangas de muselina de 6" de diámetro x 20" de largo. Asegúrelas a los hoyos con anillos de metal sujetadores sujetados a la madera mediante tornillos.

FIGURA I-3: Caja de dos Mangas

Cryptolaemus montrouzieri

La Destructora de la Cochinilla

Indice

Indice

Indice

A

D

E

F

G

H

I

J

L

M

N

O

P

R

S

T

U



V